3 1761 09124986 2

WOLLENWEBER-REINKING

DIE FUSARIEN

VERLAG PAUL PAREY IN BERLIN

Die Fusarien

Digitized by the Internet Archive
in 2026 with funding from
University of Toronto

https://archive.org/details/diefusarienihreb00woll

Bot
Thalloph
W

Die Fusarien

ihre Beschreibung, Schadwirkung und Bekämpfung

Von

Dr. H. W. Wollenweber und **Dr. O. A. Reinking**

Oberregierungsrat und Mitglied der Biologischen Reichsanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem

vorm. Professor der Phytopathologie an der Universität der Philippinen; Leiter der Tropenpflanzen-Krankheitsforschungen der United Fruit Co., Boston, U. S. A.

323523
16. 1. 36.

Mit 95 Textabbildungen

BERLIN
VERLAGSBUCHHANDLUNG PAUL PAREY
Verlag für Landwirtschaft, Gartenbau und Forstwesen
SW 11, Hedemannstraße 28 u. 29
1935

1627

Alle Rechte, auch das der Übersetzung, vorbehalten. — Printed in Germany. —
Copyright 1935 by Paul Parey in Berlin. — Druck von Julius Beltz in Langensalza

Vorwort

Das Buch „Die Fusarien" legt den Stand der Erforschung dieser ökonomisch bedeutendsten Fadenpilzgattung zusammenfassend dar.

Auf Pflanzen, Tieren, Rohstoffen und Abfällen sowie im Boden und Wasser verbreitet, sind Fusarien teils als Erreger von Pflanzenkrankheiten und Fäulnis schädlich und daher gefürchtet, teils als Schadinsekten vernichtende Pilze nützlich, während sie als Zellulosezersetzer, echte oder eingewanderte Bodenpilze, Saprophyten usw. in den Haushalt der Natur in verschiedener Weise eingreifen.

Eine genaue Kenntnis aller dieser Pilze und ihrer Lebensweise ist als Grundlage ihrer Kontrolle unentbehrlich.

Diese Forderung zu erfüllen, schien früher unmöglich. Über 600 Fusarien waren von ebensovielen Wirtspflanzen, auch Kryptogamen, sowie von Tieren, Rohstoffen, Erde usw. beschrieben. Die meisten waren nach Wirtspflanzen, Vorkommen und Fundorten benannt, da die morphologischen Merkmale (Sporengröße und -Gestalt) anscheinend zu stark schwankten, um verläßlich zu sein. Die Tatsache, daß die Sporen bei normaler Fruktifikation eine gute Grundlage der Bestimmung bieten, ist erst später erkannt und in unserem Buche ausgenutzt.

Hunderte von Namen früher beschriebener Vertreter der Gattung sind ausgeschieden, die Pilze als übereinstimmend mit den Grundarten und Abarten erkannt und in die Synonymie derselben verwiesen. Nur 65 Grundarten, 55 Varietäten und 22 Formen sind geblieben. Sie verteilen sich auf 16 Gruppen und sind nach den beigegebenen Schlüsseln leicht zu bestimmen.

Die Artbestimmung ist, von Wirtspflanze und Herkunft unabhängig, nun auch für Bodenpilze, aus der Luft aufgefangene Keime, Insektenbewohner usw. durchgeführt. Normal fruchtende Pilze lassen sich nach der Natur bestimmen. Sterile Myzelien dagegen müssen erst zum Fruchten gebracht und, wenn nötig, in Reinkultur genommen werden. Alle fruchten leicht auf den üblichen Nährböden (Vegetabilien, Agar).

Die Pflanzen, auf denen Fusarien Schaden stiften, sind in alphabetischer Reihenfolge nach den botanischen Namen der Wirtspflanzen angeordnet und daher im Buche schnell aufzufinden. Die auf anderen Pilzen, Tieren, Rohstoffen sowie im Boden und Wasser nachgewiesenen Fusarien schließen sich an.

Auf die Verbreitung der Schadpilze ist im systematischen und pathologischen Teil hingewiesen, auf die der übrigen Fusarien wenigstens kurz in der Systematik.

Eine vollständige Liste der Synonyme und Homonyme ist im Anhang gebracht, um dem Leser die Möglichkeit zu geben, den in älteren Zusammenstellungen dieser Art vertretenen Standpunkt mit dem unsrigen zu vergleichen.

Möge das Buch als Rüstzeug dienen im Kampfe gegen die Schadpilze in Landwirtschaft, Obst- und Gartenbau, indem es die Erkennung der Fusarien erleichtert und die ihrer ökonomischen Bedeutung entsprechenden Verhaltungsmaßnahmen wirksam unterstützt.

Berlin, im August 1935.

Die Verfasser.

Inhaltsübersicht

Seite

Einleitung 1

Fusarium-Systematik 4

1. Der Gattungsbegriff *Fusarium* (Link) 4
2. Liste der Fusarien mit zugehörigen Schlauchformen . . 10
3. *Fusarium*-Gruppierung mit anschließendem Bestimmungsschlüssel 13
4. Beschreibung der Fusarien und zugehörigen Schlauchformen. 18

Die Gruppe *Eupionnotes* 18
Schlüssel zur Bestimmung der *Eupionnotes*-Fusarien 19
Die Gruppe *Macroconia* 27
Schlüssel zur Bestimmung der *Macroconia*-Fusarien 28
Die Gruppe *Spicarioides* 36
Die Gruppe *Submicrocera* 38
Die Gruppe *Pseudomicrocera* 40
Schlüssel zur Bestimmung der *Pseudomicrocera*-Fusarien 40
Die Gruppe *Arachnites* 42
Schlüssel zur Bestimmung der *Arachnites*-Fusarien 42
Die Gruppe *Sporotrichiella* 45
Schlüssel zur Bestimmung der *Sporotrichiella*-Fusarien 46
Die Gruppe *Roseum* 49
Schlüssel zur Bestimmung der *Roseum*-Fusarien 50
Die Gruppe *Arthrosporiella* 57
Schlüssel zur Bestimmung der *Arthrosporiella*-Fusarien 57
Die Gruppe *Gibbosum* 61
Schlüssel zur Bestimmung der *Gibbosum*-Fusarien 62
Die Gruppe *Discolor* 69
Untergruppen der *Discolor*-Fusarien 70
Schlüssel zur Bestimmung der *Discolor*-Fusarien 70
Die Gruppe *Lateritium* 86
Schlüssel zur Bestimmung der *Lateritium*-Fusarien 87
Die Gruppe *Liseola* 96
Schlüssel zur Bestimmung der *Liseola*-Fusarien 97
Die Gruppe *Elegans* 104
Untergruppen der *Elegans*-Fusarien 104
Schlüssel zur Bestimmung der *Elegans*-Fusarien 106
Die Gruppe *Martiella* 127
Schlüssel zur Bestimmung der *Martiella*-Fusarien 128
Die Gruppe *Ventricosum* 140

Seite

Fusarium-Pathologie 142

1. Fusarien als Erreger von Krankheiten auf Pflanzen, angeordnet in alphabetischer Reihenfolge nach den botanischen Namen der Pflanzengattungen und -arten . 142

2. Fusarien auf anderen Pilzen, auf tierischen Lebewesen, auf Rohstoffen des Pflanzen- und Tierreiches sowie im Boden und Wasser 302

Fusarium-Synonymie und -Homonymie 317

Alphabetisches Sachverzeichnis 339

Einleitung

Im vorliegenden Buche sind die in der Natur weit verbreiteten als Fusarien bezeichneten Fadenpilze behandelt. Unter ihnen sind viele Erreger von Pflanzenkrankheiten, mehrere, die Nahrungsmittel entwerten, auch Schmarotzer auf tierischen Lebewesen, Bewohner höherer oder niederer Pilze verschiedener Art, Parasiten und Saprophyten. Manche sind im Erdboden heimisch, andere an die Pflanzenwelt gebunden, wieder andere auf tierischen oder pflanzlichen Erzeugnissen, auch auf Abfallstoffen nachgewiesen. Ihre ökonomische Bedeutung liegt außer in ihrer Schadwirkung als Fäulniserreger auch in gewissen Nutzleistungen einiger Vertreter, die auf Schildläusen und anderen Schadinsekten leben und zur Niederhaltung der Insektenplage in Citrusplantagen usw. beitragen. Der Anteil, den echte Boden-Fusarien an der Humuszersetzung nehmen, bedarf weiterer Aufklärung, doch wissen wir bereits, daß Fusarien Zellulose zu zersetzen imstande sind.

Fusarien sind durch sichelförmige Konidienfrüchte ausgezeichnete Fadenpilze aus der Familie der Tuberculariaceen der Hyphomyzeten. Die früher ebenfalls hierhergezogenen Pilze mit zylindrischen Konidien sind ausgeschieden und finden sich bei der Gattung *Cylindrocarpon*. Man zählte die Fusarien zu den unvollständig bekannten Pilzen (sogenannten „*fungi imperfecti*"), setzte aber voraus, daß sie wie alle Hyphomyzeten als Nebenfruchtformen von Kernpilzen (Askomyzeten) anzusehen seien. Obgleich schon eine Reihe von Zusammenhängen von Fusarien mit Askomyzeten klargestellt sind, zählt die Mehrzahl der hier behandelten Pilze noch zu den „*fungi imperfecti*", deren Entwicklung nur teilweise erforscht ist. Um so wichtiger ist es, diese Pilze in den bisher beobachteten Entwicklungsformen genau kennenzulernen.

Die Fusarien sind hier also einmal unabhängig von der Zugehörigkeit ihrer Vertreter zu einer Schlauchform allein nach den Merkmalen der Konidienstufen beschrieben. Gleichzeitig sind aber alle genauer bekannten Askomyzeten mit ähnlichen oder übereinstimmenden Konidien berücksichtigt und dort angeschlossen, wo sie ihrem Aussehen nach hingehören.

Das Buch enthält einen systematischen und anschließend einen pathologischen Teil.

Im systematischen Teile ist einleitend der Gattungsbegriff erläutert. Er ist um einige früher zu anderen Gattungen zählende Pilz-

gruppen erweitert, andererseits aber auf Pilze mit sichelförmigen, bei vollkommener Reife gewöhnlich mehrzelligen Sporen beschränkt. Aus dem früher gezogenen Rahmen von *Fusarium* scheiden damit eine große Anzahl von Pilzen aus, die zu *Gloeosporium, Ramularia, Hymenula, Fusidium* usw. gehören. Die Gattung *Fusarium* umfaßt 16 Gruppen. Von den meisten Gruppen ist die höhere Fruchtform bekannt (Abb. 1). Von *Elegans, Roseum* und *Sporotrichiella* kennen wir noch keine zu-

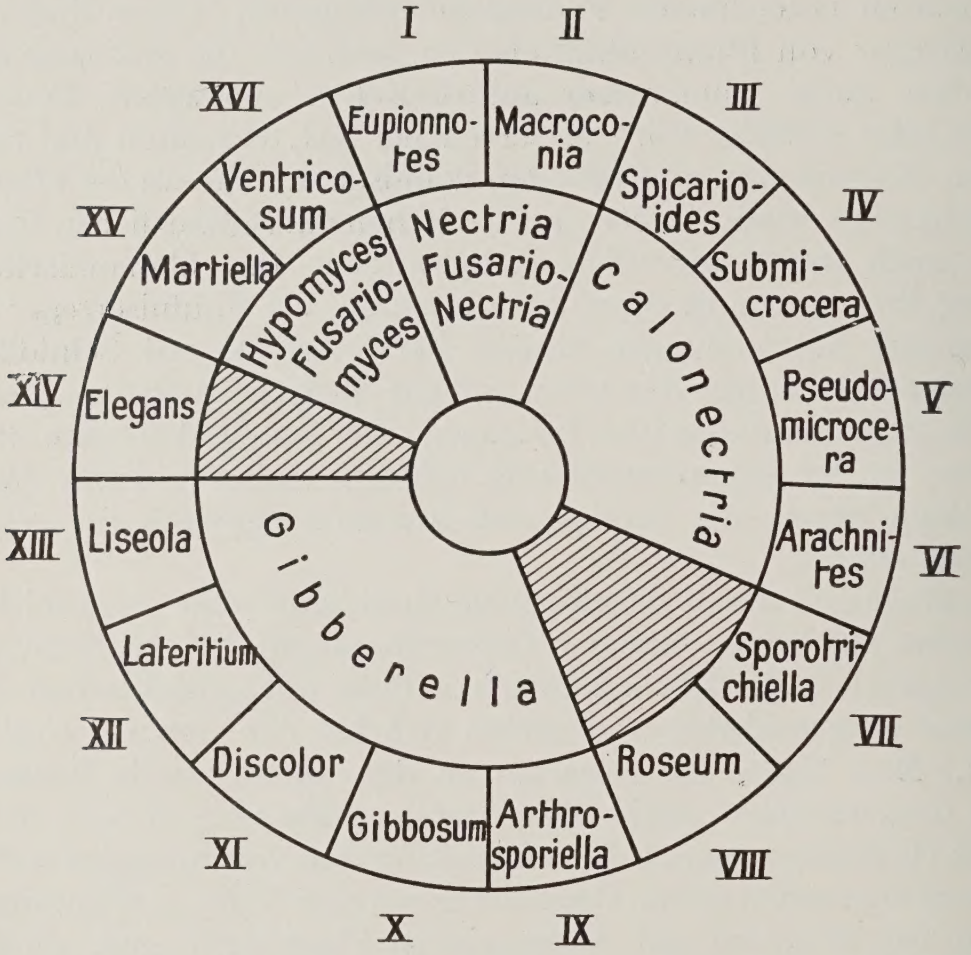

Abb. 1. Schema der *Fusarium*-Gruppen mit zugehörigen Schlauchformen: *Nectria* (I, II), *Calonectria* (III—VI) *Gibberella* (IX—XIII) und *Hypomyces* (XV, XVI) sowie der drei Gruppen (VII, VIII, XIV) ohne bekannte Schlauchform

gehörige Schlauchform. Den Gruppen sind Bestimmungsschlüssel vorangestellt. Dies war notwendig, da eine vollständige Monographie der Gattung noch nicht erschienen ist. Bei der Beschreibung der Arten ist auf eine Aufzählung aller ihrer Wirtspflanzen verzichtet, da die wichtigsten Pflanzengattungen, bei denen die Pilze Schaden stiften, im Abschnitt *Fusarium*-Pathologie aufgeführt sind. Bei der Nomenklatur haben wir es für zweckmäßig gehalten, einigen älteren Namen wieder Geltung zu verschaffen, z. B. *Fusarium avenaceum* vor *F. herbarum* den Vorzug gegeben (siehe unter der Gruppe *Roseum*). Bei der Gruppe *Elegans* sind einige Formen aufgegeben und Benennungen wie *„var. nicotiana, var. cubense, var. lycopersici"* für die Er-

reger der Tabak-, Bananen- und Tomaten-Welkekrankheit gewählt. Eine vollkommene Einheitlichkeit in der Bezeichnungsweise ließ sich jedoch nicht erreichen.

Im folgenden Abschnitt sind die pathologischen Einwirkungen von Fusarien auf Pflanzen und Tiere im wesentlichen behandelt. Vorratsschäden z. B. Befall von Getreideerzeugnissen, Haferflocken usw. sind bei den betreffenden Pflanzengattungen erwähnt. Die auf Schildläusen schmarotzenden Fusarien und Hypocreaceen sind teilweise schon bei der Gattung Citrus aufgeführt, weil sie auf dieser Baumgattung von ökonomischer Bedeutung sind. Mißfärbungen im Holz hervorrufende und in Schleimflüssen der Bäume lebende Fusarien sind bei den Gattungen der Bäume, die meist noch unter anderen pathogenen Fusarien leiden, berücksichtigt.

Besondere Aufmerksamkeit in ökologischer Hinsicht und im Lichte der Krankheitsforschung verdienen die im Boden verbreiteten Fusarien, unter denen Chlamydosporen bildende Arten in den Vordergrund treten. Ein wichtiges Arbeitsgebiet wird hier angeschnitten, bei dem noch ungefähr alles zu tun übrig bleibt. Vor allem müßten Infektionsversuche mit bodenbürtigen Pilzen und Isolierungen ähnlicher Vertreter aus der Pflanzenwelt durchgeführt werden, um die Frage der Boden- und Pflanzen-Gebundenheit der Pilze zu klären und genauer als bisher festzustellen, wie lange angepaßte Pilze bei Abwesenheit ihrer besonderen Wirtspflanze im Boden auszuharren vermögen.

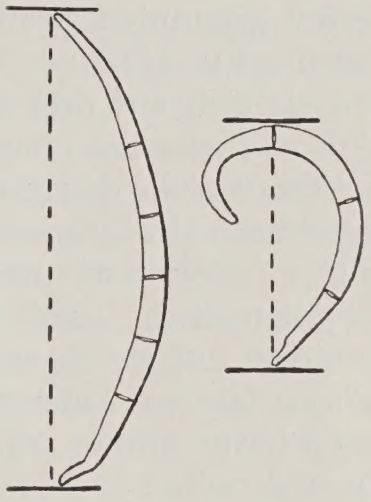

Abb. 2. Zur Messung der Sichelsporen (Erläuterung siehe im Text)

Zum Schluß folgen die Synonyme und Homonyme der Fusarien und nachgewiesener Schlauchformen in alphabetischer Anordnung nach den Namen der Arten, die auch viele zweifelhafte, ausgeschiedene und bei anderen Gattungen untergebrachte Pilze bergen. Bei einem Vergleich mit früheren ähnlichen Übersichten wird man nämlich finden, daß wesentliche Unterschiede in den Auffassungen bestehen. Sie erklären sich aus der Tatsache, daß der Rahmen der Gattung bald enger, bald weiter gezogen ist und die älteren Bestimmungen manchmal an Sicherheit zu wünschen übrig lassen.

Den Angaben der Sichelsporengrößen ist der Einfachheit wegen der weiteste Querdurchmesser als Dicke und der Abstand vom Scheitel bis zur Basis (siehe Abb. 2 links) bei den üblichen Konidienformen, dagegen der weiteste Abstand der Basis vom Scheitelbogen bei hakenförmigen Krümmungen als Längenausdehnung (siehe Abb. 2 rechts) zugrunde gelegt.

Fusarium-Systematik

1. Der Gattungsbegriff Fusarium (Link)

Link (1809) begründete *Fusarium* auf einen von ihm *F. roseum* genannten Malvaceenpilz. Die zwei vorhandenen Originalproben sahen verschieden aus, nämlich wie *F. sambucinum (Gibberella pulicaris)* und *F. graminearum (G. Saubinetii)*. Eine dritte Originalprobe stellt einen von Link *Fusisporium roseum* (heute *Fusarium graminum* Corda) genannten Gramineenpilz dar. Link begründete mit ihm die Gattung *Fusisporium*. Die Artbezeichnung *F. roseum* ist unbrauchbar, weil sie sich auf drei verschiedene Pilze bezieht. Ursprünglich sah Link in *Fusarium* einen Pilz mit tuberculariaartigen Sporodochien, in *Fusisporium* dagegen ein Gebilde mit zahlreichen, auf flockigem Myzelrasen sich ansammelnden Konidien, in *Fusidium*, einer 3. Gattung, einen Pilz mit dünner, dem Substrat unmittelbar auflagernder Konidienschicht, und in *Atractium*, einer 4. Gattung, Pilze, deren Konidien auf gleichsam gestieltem, oben kopfähnlich verbreitertem Stroma lagern. Nachdem Link die Unbeständigkeit des Stromas erkannt hatte, gibt er (1816) vorübergehend *Fusarium* und *Fusisporium* auf und ordnet sie bei *Fusidium* ein, läßt aber *Atractium* bestehen. Später (1824/25) kehrt Link ungefähr zu seinem früheren Standpunkte zurück, unterscheidet wieder *Fusisporium*, *Fusidium* und *Fusarium*, und gliedert letzterem *Atractium* ein. Corda beschränkt *Fusidium* auf Pilze mit geraden Konidien, während *Fusarium* nach ihm auch gekrümmte Konidien hat. Soweit letztere noch mehrzellig (septiert) auftreten, stellt er die entsprechenden Pilze zu seiner neuen Gattung *Fusoma* (1837), wenn ein Stroma fehlt, zu *Selenosporium* wenn ein Stroma vorhanden ist. *Fusisporium*, das nach ihm einfache, zerstreute Konidien hat, steht etwas abseits. Fries stützt sich bei seinem Versuch einer Vereinfachung der Systematik auf die Bemerkung Links, daß *Fusarium*, *Fusidium* und *Fusisporium* leicht in eine Gattung zu vereinigen wären. Er läßt aber zwei Gattungen, *Fusarium* und *Fusisporium* (syn. *Fusidium*), bestehen, zieht *Fusoma* und *Selenosporium* Corda ein, stellt aber anderseits für Pilze mit ausgebreiteten Schleimlagern von Sichelsporen *Pionnotes* als neue Gattung auf. Darin liegt ein Rückfall in den Fehler einer Überwertung gewisser Sporenverlagerungen. Saccardo suchte sich in seinem Sylloge Fungorum (1886) dadurch zu helfen, daß er *Fusarium* sehr weit faßt und in drei Untergattungen gliedert, *Eufusarium*, *Fusamen* und *Leptosporium*. Die

beiden letzteren sind, soweit sie gerade, einzellige Konidien haben, keine Fusarien im heutigen Sinne. Enthalten sie aber Mikrokonidienstufen oder Sichelsporen unreifer Sporenlager mit undeutlicher Septierung auch von echten Fusarien, würden solche zu *Eufusarium* treten, das Saccardo in die Sektionen *Selenosporium* Cda. und *Fusisporium* Lk. gliedert. Als selbständige Gattungen läßt er *Atractium Fusidium, Fusoma, Pionnotes* und die von Desmazières 1848 gegründete Gattung *Microcera* gelten.

Bei näherer Betrachtung erscheint die Selbständigkeit der genannten Gattungen sowie auch die von *Discocolla* Prill. et Del. und von zwei neu aufgestellten Gattungen, *Discofusarium* und *Pseudomicrocera* Petch, sehr fraglich.

1. *Fusidium* Link ist dadurch, daß Link seine ursprünglichen Fusarien zeitweilig zu *Fusidium* stellte, eine, wenn auch von Corda und Saccardo von Fremdformen teilweise befreite Mischgattung: *Fusidium candidum* Lk. gehört als Konidienstufe *(Cylindrocarpon candidum)* zu *Nectria coccinea; F. sulphureum* zählt zum Formenkreise des *Fusarium sambucinum (Gibberella pulicaris); F. expansum* als Fusariumstufe zu *Nectria stilbosporae; F. stilbophilum* zu *Fusarium graminum; F. farina* zu *Fusarium poae; F. aloës* zu *Fusarium scirpi v. acuminatum* und *F. rhodospermum* etwa zu *Verticillium roseum.* Von Links Fusidien sind noch *F. aureum* und *F. aeruginosum* zu nennen, die echte Cylindrium-Arten sind, während *F. griseum* zweifelhaft bleibt. *Fusidium* bedarf einer Neubearbeitung und muß vorläufig bestehen bleiben.

2. *Fusisporium* Link hätte man wohl auf Pilze ohne echte Sporodochien wie *F. argillaceum* begründen können. Das ist aber nicht geschehen und heute kaum noch nötig, da es sich um einen einzelnen, schon als Nebenfruchtform von *Hypomyces solani* erkannten Vertreter handelt. Er ist als *Fusarium* in der Gruppe *Ventricosum* an die Grenze der Gattung gestellt, wo er einen Übergang zu *Hypomyces*-Arten der Untergattung *Eu-Hypomyces* bildet.

3. *Atractium* Link hat nur wenige Vertreter, darunter *A. flammeum (Sphaerostilbe flammea),* einen z. B. auf baumbewohnenden Schildläusen lebenden Parasiten, jetzt *Fusarium coccophilum = Nectria (Sphaerostilbe) coccophila. A. micropus, A. Therryanum* und *A. pallens* sind zweifelhafte Pilze. *A. pallens* könnte nach der Beschreibung die Konidienstufe entweder von *Nectria (Sphaerostilbe) coccophila* oder von *N. mammoidea* sein. *A. ciliatum* ist schon von Link zu *Fusarium* gestellt, aber mit kleinen, ovalen Sporen abgebildet. Daher findet es sich heute in der Synonymik von *Volutella ciliata.* Saccardo stellte anderseits einen von ihm geprüften Pilz mit fusariumartigen, 3—5-septierten und 80 × 2 messenden Konidien, nach seiner Meinung das echte *Fusarium ciliatum* Lk., später als Synonym zu *Microcera massariae,* der Konidienstufe von *Calonectria massariae* (heute *C. decora*). *A. stilbaster* mag mit *Fusarium aquaeductuum v. medium*

(Nectria episphaeria) identisch sein. *Atractium* fällt also in sich zusammen und geht in *Fusarium* auf.

4. *Fusoma* Corda enthält meist echte, schon bekannte Fusarien, ferner Vertreter der Gattungen *Septogloeum* und *Ramularia*. So entsprechen *Fusoma ochraceum* und wahrscheinlich auch *F. helminthosporii* dem *Fusarium culmorum; F. tetracoilum* dem *Fusarium lateritium (Gibberella baccata); F. rubrum* dem *Fusarium avenaceum; F. filiferum* dem *Fusarium scirpi v. filiferum; F. pallidum* dem *Fusarium equiseti; F. glandarium* dem *Fusarium javanicum (Hypomyces ipomoeae); F. lomentiforme* der *Ramularia sparganii; F. biseptatum* und *F. trisptatum* dem *Septogloeum oxysporum; F. veratri* dem *Septogloeum veratri; F. inaequale* der *Ramularia taraxaci* usw. *Fusoma* ist im wesentlichen *Fusarium*.

5. *Pionnotes* Fries hat mit Ausnahme von *P. Cesatii*, die mit *Gloeosporium ampelophagum* zu vergleichen ist, durchweg echte Fusarien als Vertreter, meist Bewohner feuchter Standorte, von Saftflüssen an Bäumen, naßfaulen Hackfrüchten (Rüben, Kartoffeln) usw. So entspricht *P. ebulliens* von Weidensaftflüssen (*Salix*) dem *F. avenaceum*, *P. uda*, *P. rhizophila* und *P. betae* gleichen *F. merismoides*, mit dem auch *P. Biasolettiana* identisch ist, *P. solani tuberosi* ist *F. solani*, und *P. flava* ist *F. flavum*. Diese Pilze finden sich heute bei verschiedenen *Fusarium*-Gruppen wieder und zwar die typischen Vertreter meist bei *Eupionnotes*. Die letztere Gruppe enthält Konidienformen von *Nectria*-Arten wie *N. episphaeria*, *N. (Sphaerostilbe) flavo-viridis* und *N. (Sphaerostilbe) fusca* (Fuck.).

6. *Microcera* Desm. kann aus Gründen, die unter *Atractium* erläuläutert sind, ebenfalls nicht selbständig bleiben. Sie hat Pilze mit kegelig-keuligem, trocken, hart und hornig werdendem *Sporodochium*-Stroma, das aber unbeständig ist, auch abgeflacht, sitzend, locker, flockig sein oder unscheinbar werden kann. Konidien länglich, schlank, walzenförmig, beidendig verschmälert, gerade oder leicht gekrümmt, vielzellig, in Masse orangerot. Sie werden von Trägern abgeschnürt, die das Stroma mit dichtem nach oben faserig ausstrahlenden Hyphenmantel umgeben. *Microcera* ist wegen *M. coccophila* gegründet worden, einen mit *Atractium flammeum* identischen, die Nebenfruchtform (heute *Fusarium coccophilum* der *Sectio Macroconia*) von *Nectria (Sphaerostilbe) coccophila* darstellenden Schildlausparasiten. Dadurch, daß verschiedenen Schlauchformgattungen *(Calonectria, Gibberella, Podonectria, Nectria)* angehörende und auch nach den Konidienmerkmalen gut zu trennende Pilze zu *Microcera* gezogen sind, ist letztere eine Mischgattung geworden: *M. rectispora*, nach Petch *Tetacrium rectisporum*, ist die Nebenfruchtform von *Podonectria echinata; M. Merrilii (= M. Fujikuroi, M. Henningsii* usw.*)* ist ein *Fusarium (F. juruanum)* der *Sectio Pseudomicrocera* (Petch *sub genere)*, das zu der Schlauchform *Calonectria diploa* gehört; *M. curta (M. parlatoriae,*

M. Tonduzii, M. aspidioti) entspricht dem *Fusarium larvarum* der *Sectio Arachnites* und *M. massariae* (jetzt *Fusarium ciliatum* der *Sectio Submicrocera)* gehört als Konidienform zu *Calonectria decora. Microcera* setzt sich also aus Vertretern von vier Fusariumgruppen *(Arachnites, Macroconia, Pseudomicrocera* und *Submicrocera)* zusammen.

7. *Pseudomicrocera* Petch. Sporodochien kegelig mit ovaler, zylindrischer oder locker verflochtener unregelmäßiger Basis, umsäumt von einer scheibenartigen Schicht aus Konidienträgern, die unten büschelig vereinigt stehen, oben langfaserig ausstrahlen und sich um die Spitze des Sporodochiums gruppieren. Konidien länglich, schmal, gekrümmt, septiert, in Masse orangerot. Petch, der die Uneinheitlichkeit von *Microcera* erkannte, diesen Gattungsnamen aber für Konidienstufen aus dem Formenkreise der *Nectria (Sphaerostilbe) coccophila* beibehielt, machte die stark abweichende Nebenfruchtform von *Nectria diploa* zum Typus seiner neuen Gattung *Pseudomicrocera.* Diese kann aber sehr gut als Gruppe bei *Fusarium* Platz finden, da es mehrere Gruppen mit ähnlichen Sporodochien bei dieser Gattung gibt. Der einzige Vertreter, *P. Henningsii (Microcera Henningsii),* ist *Fusarium juruanum.* Seine Schlauchform, früher *Nectria diploa* genannt, hat ausgereift 1—3-septierte Askosporen und ist daher *Calonectria diploa* zu nennen.

8. *Discofusarium* Petch. Sporodochien scheibenartig, sitzend oder kurz gestielt. Die äußeren Schichten vereinigen sich zu einem von der Basis ausgehenden, über die Scheibe emporragenden und deren Rand umsäumenden Hyphenmantel. Die Scheibe besteht aus verzweigten Konidienträgern. Konidien hyalin, fusarios, vielzellig. Der einzige Vertreter, *D. tasmaniense,* gilt als Konidienstufe von *Calonectria coccidophaga.* Die Perithezien der von Petch zum Vergleich gesandten Originalprobe waren schwärzlich und wurden mit Alkali blau. Der Schlauchpilz glich völlig der *Gibberella pulicaris* und seine Konidienform *Fusarium sambucinum,* das häufiger auf Schildläusen beobachtet wird.

9. *Hainesia* Ell. et Sacc. (1884) hat winzige, einzellige, würstchenförmige *Fusarium flavum* der Gruppe *Eupionnotes* entsprechende Sporen in Schleimen von rötlicher oder bernsteinähnlicher Färbung. Sie wächst auf welken oder toten Blättern und soll nach von Höhnel zu *Fusarium (Selenospora)* gehören. Untersucht man aber offenbar hierhergehörige Vertreter, wie sie sich häufig auf Gräsern und Hackfrüchten finden, so fällt die Entwicklung eines schwarzen Farbstoffes in Reinkultur auf. Dieser Farbstoff durchdringt allmählich vom Stroma aus die orangerötlichen Konidienmassen. Wegen dieser Dunkelfärbung, die bei echten Fusarien fehlt, nähert sich der Pilz doch mehr der Melanconieengattung *Gloeosporium,* zu der *Hainesia*-Pilze früher gezogen wurden. Ob eine Sonderstellung gerechtfertigt ist, bleibt abzuwarten. Eine Eingliederung von *Hainesia* bei *Fusarium* erscheint ausgeschlossen.

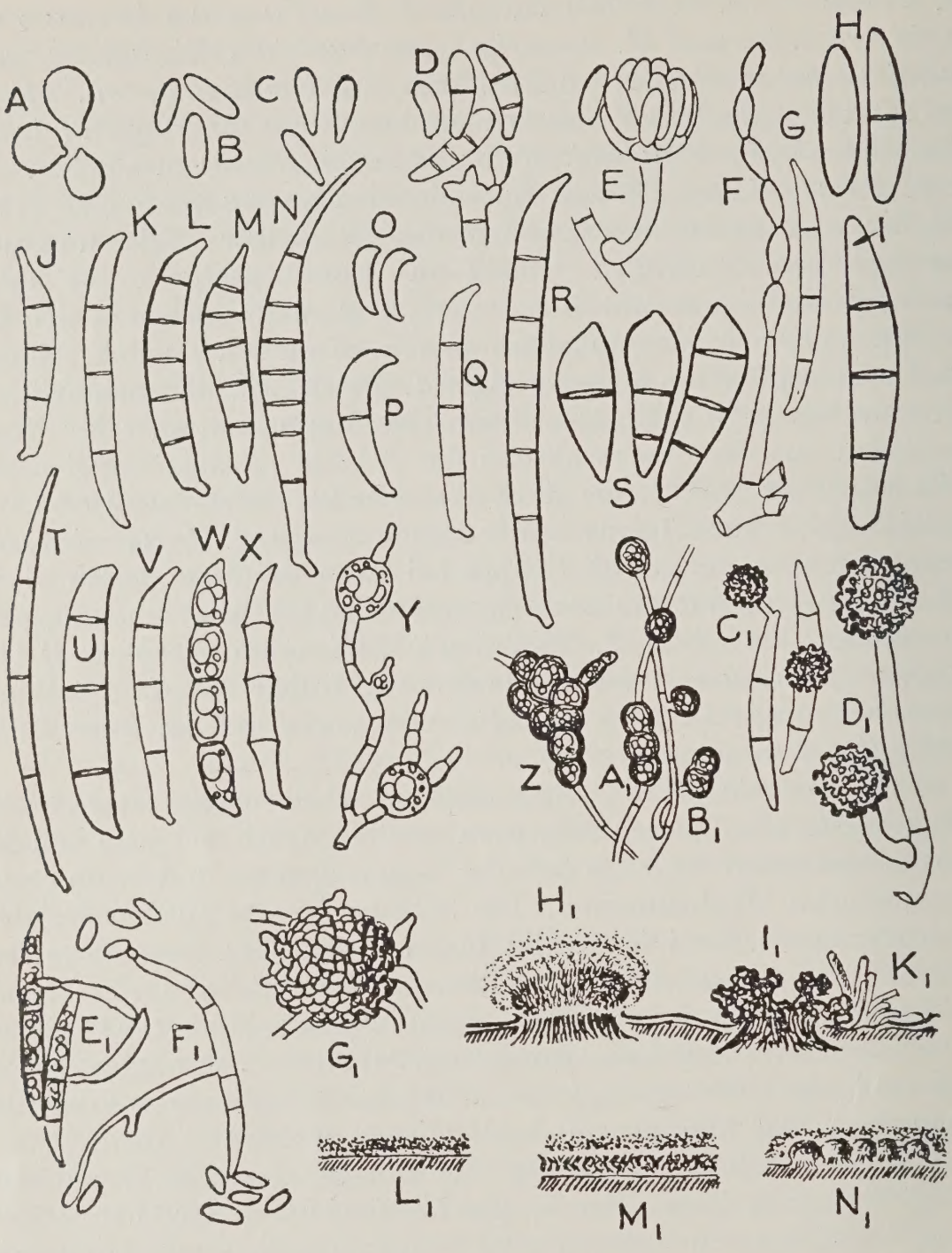

Abb. 3. Entwicklungsstufen von Fusarium:

A—F, H und S, Mikrokonidien. I—R, T—X, Makrokonidien. Y, Hyphenschwellungen. Z, A_1—D_1, Chlamydosporen. E_1—F_1, Entwicklung junger Konidien aus reifen. G_1, Sklerotium. H_1, Sporodochium I_1, Sklerotiale Plektenchyme mit vorbrechender Basis *(stroma erumpens)*. Bedecken sich diese mit Konidienmassen, so hat man ein stilboides Sporodochium vor sich

K_1, In säulenförmiger Gruppierung vorquellende Konidienschleime kettenartiger Entstehung

L_1—N_1, Pionnotes-Stufe: Konidienschleime, die unmittelbar dem Substrate (L_1), einer Myzelschicht (M_1) oder Sporodochiengruppen (N_1) auflagern.

Beispiele: *Fusarium poae* (A, J), *F. orthoceras* (B, E, K, A_1, B_1), *F. moniliforme* (C, F, G, G_1), *F. scirpi* (D, M, N, Z), *F. argillaceum* (H, I, C_1, D_1), *F. sambucinum* (L), *F. flavum* (O), *F. dimerum* (P), *F. lateritium* (Q), *F. sarcochroum* (R, S), *F. avenaceum* (T), *F. solani* (U), *F. vasinfectum* (V, normal, W, gequollen, X, eingetrocknet) *F. tricinctum* (Y mit Hyphenschwellungen), *F. oxysporum v. aurantiacum* f. 1 (E_1, mit pionnotaler Vermehrung von Makrokonidien, F_1, mit Mikrokonidien-Entwicklung

10. *Discocolla* Prill. et Del. ist mit kissenförmigen Fruchtlagern und zylindrischen, bisweilen in kurzen Ketten abgeschnürten, 1—3-septierten Konidien beschrieben und hat nur eine Art, *D. pirina*, die auf Birnen-Fruchtflecken gefunden ist. Abgebildet ist von ihr unter anderen auch eine sechszellige typische *Fusarium*-Konidie. *D. pirina* ist nicht zu unterscheiden von dem Kernobstfäuleerreger *Fusarium apiogenum*, der wiederum mit *F. lactis* Pir. et Rib. (1879) zusammenfällt. Die Gattung *Discocolla* dürfte bei *Fusarium* einzureihen sein.

Während dem Stroma innerhalb der Gattungsumgrenzung bei *Fusarium* ein weiter Spielraum gelassen ist, werden Konidienform, Septierung und Farbe insofern beschränkt, als Fusarium alle Pilze mit sichelförmigen, dorsiventralen, septierten Konidien heller, lebhafter, aber nicht schwarzer Färbung vereinigt. Pilze mit zylindrisch-keuligen oder der Nierenform zuneigenden Konidien sind ausgeschieden, die mit septierten Konidien zu *Cylindrocarpon*, *Ramularia* und *Septogloeum*, die mit einzelligen Konidien zu *Gloeosporium*, *Myxosporium*, *Colletotrichum*, *Cylindrocolla* usw. gestellt; in einzelnen Fällen kommt auch *Hainesia* in Betracht. Die Gattungsbeschreibung (Abb. 3) lautet:

Fusarium (Link)

Link H. F. in Mag. Ges. nat. Fr. 3 : 10, 1809; Spec. Plant. 2 : 105, 1925 Saccardo, Michelia 2 : 35, 1880; Syll. Fung. 4 : 694, 1886. Appel u. Wollenweber in Arb. Biol. Anst. f. Land- u. Forstw. Berlin-Dahlem 8 : 60, 1910.

Syn. Fusisporium Link pr. p. in Mag. Ges. nat. Fr. 3 : 19, 1809; Spec. Plant. 1 : 30, 1824.

Fusidium Link pr. p. in Mag. Ges. nat. Fr. 3 : 10, 1809; Spec. Plant. 2 : 96, 1825.

Atractium Link pr. p. in Mag. Ges. nat. Fr. 3 : 10, 1809.

Fusoma Corda, Icon. Fung. 1 : 7, 1837. — *Selenosporium* Corda, Icon. Fung. 1 : 7, 1837.

Pionnotes Fries, Summa Veg. Scand. p. 481, 1849.

Microcera Desm. pr. p. in Ann. sci. nat. 3. sér. 10 : 359, 1848.

Discofusarium Petch in Trans. Brit. Myc. Soc. 7 : 164, 1922.

Discocolla Prill. et Del. in Bull. Soc. Myc. France 10 : 86, 1894.

Konidien mehr oder minder polar, meist dorsiventral, selten ausgesprochen radiär, verschieden gebogen bis fast gerade, kleinere meist einzellige gewöhnlich eingestreut, größere, mehrzellige von spindelig-sichelförmiger Gestalt und oft fußzelliger Basis: im Myzel zerstreut, als Schleimkugel in falschen Köpfchen, als flache bis gewölbte Schleime auf glattem bis runzeligem Thallus, auch unmittelbar auf dem Substrat lagernd (Pionnotes) oder auf tubercularia-ähnlich begrenztem plektenchymatischem bis sklerotialem Stroma als Sporodochium auftretend, in Masse hell oder lebhaft (orange, lachs, ocker) gefärbt, mehrere nacheinander an derselben Stelle erzeugt, bisweilen kettig verbunden, an der Spitze septierter Hauptträger oder ihrer unregelmäßig bis wirtelig angeordneten Seitenglieder sowie hefeartig unmittelbar an der Mutterkonidie oder deren sterigmenähnlich kurzen Trag-

gliedern abgeschnürt. Chlamydosporen häufig vorkommend, kugelig, ei- oder birnförmig, ein- bis zweizellig, auch kettig oder knäuelig verbunden, terminal und interkalar, nicht mehrere nacheinander an derselben Stelle erzeugt, gewöhnlich an alten Konidienträgern aber auch in und an Konidien entstehend sowie im Stroma, einzeln oder in Haufen von bräunlicher, durch stromatische Farbentöne mehr oder minder veränderter Färbung. Sklerotien kugelig, derbzellig, massiv, nicht ausgehöhlt, einzeln oder herdenweise vorkommend, oder fehlend. Sklerotiale Stromata hervorbrechend *(stroma erumpens)* halbkugelig, glatt oder blumenkohlartig rauh bis geweihartig gezackt, sitzend oder atractium-ähnlich gestielt, bei vielen Gruppen auftretend, als Stroma von Sporodochien dienend oder steril bleibend. Hyphen septiert, verschieden verzweigt, epi- und endophytisch, spärlich oder reichlich, einzeln oder ein lockeres bis dichteres, koremiumartig bis plektenchymatisch oder sklerotial verbundenes, teils eingewachsenes, teils vorbrechendes, helles, lebhaft (rot, gelb, braun, grün, blau) gefärbtes Myzel bildend. Myzel schimmelartig auflagernd oder eingewachsen, der untere Thallus gallertig, lederig, plektenchymatisch, oft mit hornig-knorpeligen, sklerotialen Verdickungen durchsetzt. Höhere Fruchtformen von *Fusarium* sind *Nectria, Calonectria, Gibberella* und *Hypomyces*.

Fusarium (Link) ist vom pflanzenpathologischen Standpunkte aus die wichtigste Formgattung der Abteilung *Phragmosporae* der *„fungi imperfecti"*.

Die Gattung ist eingeteilt in 16 Gruppen (und 6 Untergruppen): *Eupionnotes, Macroconia, Spicarioides, Submicrocera, Pseudomicrocera, Arachnites, Sporotrichiella, Roseum, Arthrosporiella, Gibbosum, Discolor, Lateritium, Liseola, Elegans, Martiella* und *Ventricosum*.

2. Liste der Fusarien mit zugehörigen Schlauchformen

Arten, Varietäten und Formen der Gattung *Fusarium* mit zugehörigen Schlauchformen der Gattungen *Nectria, Calonectria, Gibberella* und *Hypomyces*

Fusarium anguioides Sherb.
F. angustum Sherb.
F. aquaeductuum (Radlk. et Rabh.) Lagh.: *Nectria episphaeria* (Tode) Fr. *v. coronata* Wr.
F. aquaeductuum (Radlk. et Rabh.) Lagh. *v. medium* Wr.: *Nectria episphaeria* (Tode) Fr.
F. argillaceum (Fr.) Sacc.: *Hypomyces solani* Rke. et Berth.
F. arthrosporioides Sherb.
F. avenaceum (Fr.) Sacc.
F. avenaceum (Fr.) Sacc. f. 1 n. c.
F. avenaceum (Fr.) Sacc. *v. pallens* Wr.
F. avenaceum (Fr.) Sacc. *v. volutum* n. c.
F. bactridioides Wr.
F. bostrycoides Wr. et Rg.
F. bulbigenum Cke. et Mass.

F. bulbigenum Cke. et Mass. *v. batatas* Wr.
F. bulbigenum Cke. et Mass. *v. blasticola* (Rostr.) Wr.
F. bulbigenum Cke. et Mass. *v. lycopersici* (Brushi) n. c.
F. bulbigenum Cke. et Mass. *v. niveum* (E. F. Sm.) Wr.
F. bulbigenum Cke. et Mass. *v. tracheiphilum* (E. F. Sm.) Wr.
F. buxicola Sacc.: *Nectria Desmazierii* Becc. et DNtrs.
F. camptoceras Wr. et Rg.
F. cavispermum Corda
F. cerasi Roll. et Ferry
F. chlamydosporum Wr. et Rg.
F. ciliatum Link: *Calonectria decora* (Wallr.) Sacc.
F. coccophilum n. c. *Nectria* (*Sphaerostilbe*) *coccophila* (Tul.) n. c.
F. coeruleum (Lib.) Sacc.
F. concolor Rg.
F. conglutinans Wr.
F. conglutinans Wr. *v. betae* Stewart
F. conglutinans v. citrinum Wr.
F. conglutinans Wr. *v. callistephi* Beach
F. culmorum (W. G. Sm.) Sacc.
F. culmorum (W. G. Sm.) Sacc. *v. cereale* (Cke.) Wr.
F. decemcellulare Brick: *Calonectria rigidiuscula* (Berk. et Brme.) Sacc.
F. De Tonianum Sacc.
F. dianthi Prill. et Del.
F. dimerum Penzig
F. dimerum Penz. *v. nectrioides* Wr.
F. dimerum Penz. *v. pusillum* Wr.
F. dimerum Penz. *v. violaceum* Wr.
F. diversisporum Sherb.
F. equiseti (Cda.) Sacc.
F. equiseti (Cda.) Sacc. *v. bullatum* (Sherb.) Wr.: *Gibberella intricans* Wr.
F. expansum Schlechtendahl: *Nectria stilbosporae* Tul.
F. flavum (Fr.) Wr.
F. flocciferum Corda: *Gibberella heterochroma* Wr.
F. gigas Spegazzini
F. graminearum Schwabe: *Gibberella Saubinetii* (Mont.) Sacc.
F. graminum Corda
F. heterosporum Nees
F. heterosporum Nees *v. congoense* Wr.
F. javanicum Koord.: *Hypomyces ipomoeae* (Hals.) Wr.
F. javanicum Koord. *v. ensiforme* (Wr. et Rg.) Wr.: *Hypomyces ipomoeae* (Hals.) *v. major* Wr.
F. javanicum Koord. *v. radicicola* Wr.: *Hypomyces ipomoeae* (Hals.) f. 1 Wr.
F. juruanum P. Henn.: *Calonectria diploa* (Berk. et Curt.) Wr.
F. Kühnii (Fuck.) Sacc.
F. lactis Pir. et Rib.
F. larvarum Fuck.
F. lateritium Nees: *Gibberella baccata* (Wallr.) Sacc.
F. lateritium Nees *v. longum* Wr.
F. lateritium Nees *v. majus* Wr.: *Gibberella baccata* (Wallr.) Sacc. *v. major* Wr.
F. lateritium Nees *v. minus* Wr.
F. lateritium Nees *v. mori* Desm.: *Gibberella baccata* (Wallr.) Sacc. *v. moricola* (DNtrs.) Wr.
F. lateritium Nees *v. uncinatum* Wr.
F. lini Bolley
F. macroceras Wr. et Rg.

F. melanochlorum (Casp.) Sacc.: *Nectria flavo-viridis* (Fuck.) Wr.
F. merismoides Corda
F. merismoides Cda. *v. chlamydosporale* Wr.
F. merismoides Cda. *v. crassum* Wr.
F. moniliforme Sheldon: *Gibberella Fujikuroi* (Saw.) Wr.
F. moniliforme Sheld *v. anthophilum* (A. Br.) Wr.
F. moniliforme Sheld. *v. minus* Wr.
F. moniliforme Sheld. *v. subglutinans* Wr. et Rg.: *Gibberella Fujikuroi* (Saw.) Wr. *v. subglutinans* Edw.
F. neoceras Wr. et Rg.
F. nivale (Fr.) Ces.: *Calonectria graminicola* (Berk. et Brme.) Wr.
F. nivale (Fr.) Ces. *v. majus* Wr.: *Calonectria graminicola* (Berk. et Brme.) Wr. *v. neglecta* Krpe.
F. orthoceras App. et Wr.
F. orthoceras App. et Wr. *v. apii* (Nels. et Cochr.) n. c.
F. orthoceras App. et Wr. *v. apii* (Nels. et Cochr.) f. 1 n. c.
F. orthoceras App. et Wr. *v. longius* (Sherb.) Wr.
F. orthoceras App. et Wr. *v. pisi* Linford
F. orthoconium Wr.
F. oxysporum Schlechtendahl
F. oxysporum Schl. f. 1 Wr.
F. oxysporum Schl. f. 2 Wr.
F. oxysporum Schl. f. 6 Wr.
F. oxysporum Schl. f. 7 Wr.
F. oxysporum Schl. f. 8 Snyder
F. oxysporum Schl. *v. aurantiacum* (Lk.) Wr.
F. oxysporum Schl. *v. aurantiacum* (Lk.) f. 1 Wr.
F. oxysporum Schl. *v. cubense* (E. F. Sm.) n. c.
F. oxysporum Schl. *v. gladioli* Mass.
F. oxysporum Schl. *v. medicaginis* Weimer
F. oxysporum Schl. *v. nicotianae* Johns.
F. poae (Peck) Wr.
F. redolens Wr.
F. redolens f. 1 Wr.
F. reticulatum Mont.: *Gibberella cyanea* (Sollm.) Wr.
F. reticulatum Mont. f. 1 Wr.
F. reticulatum Mont. *v. negundinis* (Sherb.) Wr.
F. sambucinum Fuckel: *Gibberella pulicaris* (Fr.) Sacc.
F. sambucinum Fuck. f. 1 Wr.: *Gibberella pulicaris* (Fr.) Sacc. *v. minor* Wr.
F. sambucinum Fuck. f. 2 Wr.
F. sambucinum Fuck. f. 4 Wr.
F. sambucinum Fuck. f. 5 Wr.
F. sambucinum Fuck. f. 6 Wr.
F. sambucinum Fuck. *v. minus* Wr.
F. sarcochroum (Desm.) Sacc.: *Gibberella pseudopulicaris* Wr.
F. scirpi Lamb. et Fautr.
F. scirpi Lamb. et Fautr. *v. acuminatum* (Ell. et Ev.) Wr.: *Gibberella acuminata* Wr.
F. scirpi Lamb. et Fautr. *v. caudatum* Wr.
F. scirpi Lamb. et Fautr. *v. compactum* Wr.
F. scirpi Lamb. et Fautr. *v. filiferum* (Preuss) Wr.
F. scirpi Lamb. et Fautr. *v. longipes* (Wr. et Rg.) Wr.
F. semitectum Berk. et Rav.
F. semitectum Berk. et Rav. *v. majus* Wr.
F. solani (Mart. pr. p.) App. et Wr.

F. solani (Mart. pr. p.) App. et Wr. *v. aduncisporum* (Weim. et Hart.) Wr.
F. solani (Mart. pr. p.) App. et Wr. *v. eumartii* (Carp.) Wr.: *Hypomyces haematococcus* (Berk. et Brme.) Wr.
F. solani (Mart.) *v. Martii* (App. et Wr.) Wr.
F. solani (Mart.) *v. Martii* (App. et Wr.) f. 1 Wr.
F. solani (Mart.) *v. Martii* (App. et Wr.) Wr. f. 2 Snyder
F. solani (Mart.) *v. Martii* (App. et Wr.) Wr. f. 3 Snyder
F. solani (Mart.) App. et Wr. *v. minus* Wr.: *Hypomyces haematococcus* (Berk. et Brme.) *v. breviconus* Wr.
F. solani (Mart.) App. et Wr. *v. striatum* (Sherb.) Wr.: *H. haematococcus* (Berk. et Brme.) *v. cancri* (Rutg.) Wr.
F. sphaeriae Fuckel: *Nectria leptosphaeriae* Niessl
F. sporotrichioides Sherb.
F. sporotrichioides Sherb. *v. minus* Wr.
F. stilboides Wr.
F. sublunatum Rg.
F. sublunatum v. elongatum Rg.
F. trichothecioides Wr.
F. tricinctum (Cda.) Sacc.
F. tumidum Sherb.
F. tumidum Sherb. *v. humi* Rg.
F. vasinfectum Atk.
F. vasinfectum Atk. f. 1 Wr.
F. vasinfectum Akt. f. 2 n. f.
F. vasinfectum Atk. *v. lutulatum* (Sherb.) Wr.
F. vasinfectum Atk. *v. zonatum* (Sherb.) Wr.
F. vasinfectum Atk. *v. zonatum* (Sherb.) f. 1 (Lk. et Bail.) Wr.
F. vasinfectum Atk. *v. zonatum* (Sherb.) f. 2 (Lk. et Bail.) Wr.

3. Fusarium-Gruppierung mit anschließendem Bestimmungsschlüssel

Fusarium-Gruppen *(sectiones)*, Untergruppen *(subsectiones)* und Vertreter sowie zugehörige Schlauchformen

Fusarium-Sectio (zugehörige Schlauchform)	*Fusarium-Subsectio* (zugehörige Schlauchform)	*Fusarium*-Arten sowie einige Varietäten (zugehörige Schlauchform)
I. *Eupionnotes (Nectria)*		*F. aquaeductuum (Nectria episphaeria v. coronata); F. aquaeductuum v. medium (Nectria episphaeria); F. cavispermum; F. melanochlorum (Nectria flavo-viridis),*
		F. merismoides, F. dimerum, F. flavum
II. *Macroconia (Nectria)*		*F. coccophilum (Nectria coccophila),*
		F. buxicola (N. Desmazierii),
		F. expansum (N. stilbosporae),
		F. sphaeriae (N. leptosphaeriae)
		F. gigas
III. *Spicarioides (Calonectria)*		*F. decemcellulare (Calonectria rigidiuscula)*

Fusarium-Sectio (zugehörige Schlauchform	*Fusarium*-Subsectio (zugehörige Schlauchform)	*Fusarium*-Arten sowie einige Varietäten (zugehörige Schlauchform)
IV. *Submicrocera (Calonectria)*		*F. ciliatum (Calonectria decora), F. cerasi*
V. *Pseudomicrocera (Calonectria)*		*F. juruanum (Calonectria diploa), F. orthoconium*
VI. *Arachnites (Calonectria)*		*F. nivale (Calonectria graminicola); F. Kühnii, F. larvarum*
VII. *Sporotrichiella*		*F. poae, F. chlamydosporum, F. tricinctum, F. sporotrichioides*
VIII. *Roseum*		*F. avenaceum, F. graminum, F. arthrosporioides*
IX. *Arthrosporiella*		*F. semitectum, F. camptoceras, F. anguioides, F. concolor, F. diversisporum*
X. *Gibbosum (Gibberella)*		*F. scirpi* mit *var. acuminatum (Gibberella acuminata), F. equiseti* mit *var. bullatum (Gibberella intricans)*
XI. *Discolor (Gibberella)*	*Neesiola*	*F. heterosporum, F. reticulatum (Gibberella cyanea?)*
	Saubinetii (Gibberella)	*F. graminearum (G. Saubinetii), F. sambucinum (G. pulicaris), F. culmorum, F. flocciferum (G. heterochroma), F. sublunatum, F. macroceras, F. tumidum*
	Trichothecioides	*F. trichothecioides, F. bactridioides*
XII. *Lateritium (Gibberella)*		*F. lateritium (Gibberella baccata), F. sarcochroum (G. pseudopulicaris), F. stilboides*
XIII. *Liseola (Gibberella)*		*F. moniliforme (Gibberella Fujikuroi), F. lactis, F. neoceras*
XIV. *Elegans*	*Orthocera*	*F. orthoceras, F. conglutinans, F. lini, F. bostrycoides, F. angustum*
	Constrictum	*F. bulbigenum*
	Oxysporum	*F. oxysporum, F. dianthi, F. vasinfectum, F. redolens*
XV. *Martiella (Hypomyces)*		*F. javanicum (Hypomyces ipomoeae), F. solani, F. solani v. minus (H. haematococcus v. breviconus), F. coeruleum*
XVI. *Ventricosum (Hypomyces)*		*F. argillaceum (Hypomyces solani).*

Um die Zugehörigkeit der Fusarien zu ihrer Gruppe zu erkennen, gibt der folgende Bestimmungsschlüssel die erforderlichen Anhaltspunkte, während die Arten und Abarten nach einem der Beschreibung vorangestellten Schlüssel bei den einzelnen Gruppen zu bestimmen sind.

Die Gruppierung stützt sich auf folgende Arbeiten:

1. Appel und Wollenweber: Grundlagen einer Monographie der Gattung Fusarium (Link). Arb. biol. Reichsanst. Land- u. Fostw. Berlin-Dahlem 8 : 1—207, 1910.
2. Brown, W. and Horne, A. S.: Studies of the Genus Fusarium. I. General Account. Ann. of Bot. 38: 379—383, 1924.
3. Sherbakoff, C. D.: Fusaria of Potatoes. N. Y. Cornell Agr. Exp. Sta. Mem. 6: 97—270, 1915.
4. Reinking, O. A.: and Wollenweber, H. W.: Tropical Fusaria. Philippine Journ. Sci. 32: 103—253, 1927.
5. Wollenweber, H. W.: Studies on the Fusarium problem. Phytopathology 3: 24—50, 1913.
6. Derselbe, Conspectus analyticus Fusariorum. Ber. Deut. Bot. Gesell. 35: 732—745, 1918.
7. Derselbe, Pyrenomyceten-Studien I und II: Angew. Bot. 6: 300—313, 1924; 8: 168—212, 1926.
8. Derselbe, Fusarium-Monographie. Z. f. Parasitkde 3: 269—516, 1931.
9. Derselbe, Sherbakoff, C. D., Reinking, O. A., Johann, H. and Bailey, A. A. Fundamentals for taxonomic studies of Fusarium. Journ. Agr. Res. 30: 833—843, 1925.
10. Derselbe, and Reinking O. A. Aliquot Fusaria nova vel revisa. Phytopathology 15: 155—169, 1925.

Bei der Nomenklatur wurde nach den von dem Ausschuß der Phytopathologischen und Agronomischen Gesellschaften sowie von der Mykologischen Sektion der Botanischen Gesellschaft im Juni 1924 in Washington D. C. gegebenen Anregungen verfahren und das lateinische Trinomial für Gattung, Species und Varietät angewandt: Danach umfaßt die Species Gruppen von Individuen, die durch morphologische, den mykologischen wie auch praktischen Anforderungen entsprechend deutlich ausgeprägte Merkmale zu kennzeichnen sein müssen. Die Varietät wird durch morphologische Merkmale von geringerer Bedeutung unterschieden, eine weitere Unterteilung von Species und Varietäten wird durch Aufstellung von Formen, „*formae*", ermöglicht. Die Zusatzbezeichnung „*forma*" findet Anwendung zur etwa noch zweckmäßigen Kennzeichnung physiologischer Merkmale (Pathogenität u. a.), doch mögen geringe morphologisch erkennbare Unterschiede gelegentlich hinzutreten. Die „*forma*" wird durch arabische Ziffer hervorgehoben.

Im ganzen werden 65 Arten, 55 Varietäten und 22 Formen unterschieden. Von 32 Fusarien ist die Schlauchform bekannt. Nach dem folgenden Schlüssel sind die einzelnen Gruppen und Untergruppen mit Schlauchformen zu erkennen.

Bestimmungsschlüssel zu den Gruppen und Untergruppen der Gattung

A. Kleine Konidien *(Mikrokonidien)* normal vorhanden, meist einzellig, spindelig, eiförmig, birnen- oder nierenförmig
  b. Kleine Konidien mehr oder minder birnförmig — *Sporotrichiella*
  bb. Kleine Konidien nicht birnförmig
    c. Chlamydosporen fehlen
      d. Kleine Konidien in Ketten verklebt
        e. Große Konidien dünnhäutig. Gestalt der Konidien, Farbenbild, Stroma, Sklerotien vgl. *Lateritium* — *Liseola (Gibberella)*
        ee. Große Konidien verhältnismäßig derbhäutig. Gestalt der Konidien, Farbenbild, Stroma vgl. *Discolor* — *Spicarioides (Calonectria)*

dd. Kleine Konidien nicht kettig verklebt bei *F. neoceras* und *F. moniliforme v. subglutinans (Liseola); F. lateritium v. minus* und *F. lateritium v. uncinatum (Lateritium)*

cc. Chlamydosporen terminal und interkalar vorhanden

d. Konidien mit zarter Hülle und Septierung, an der Spitze verschmälert oder eingeschnürt, mit fußzelliger Basis, in Masse bräunlichweiß, rosig, lachsorangefarben, bisweilen auch ganz hell — *Elegans*

dd. Konidien mit verhältnismäßig derber Hülle und kräftiger Septierung, wurstförmig, abgestutzt oder am Scheitel abgerundet bis kurzschnabelförmig gekrümmt, Basis mehr oder minder fußzellig; in Masse bräunlichweiß, sahnefarbig, goldgelb, durch Farben des Stromas oft durchtränkt (spangrün, schwarzblau) — *Martiella (Hypomyces)*

AA. Kleine Konidien gewöhnlich fehlend oder ein- bis mehrzellig, nieren- oder kommaförmig bis spindelig-sichelförmig

b. Große Konidien nicht fußzellig, höchstens mit Anhängsel versehen

c. Pionnotes typisch vorhanden. Verhältnismäßig langsam wachsende Pilze mit zarthäutigen, unscheinbar septierten Konidien

d. Stroma verfließend, immers oder zottig, koremienartig verwachsen, aber nicht stilboid. Konidien fadenförmig, dünn, in Masse rot bis sandfarben; Stroma lederfarben, olivgrün bis olivbraun oder hell — *Eupionnotes (Nectria)*

dd. Stroma kegelig-keulig, trocken hart, hornig, oder sitzend, flach, locker, flockig. Konidien fadenförmig von der Gestalt wie bei „Roseum"-Fusarien

e. Pilze vorwiegend auf Schildläusen (entomogen) — *Pseudomicrocera (Calonectria)*

ee. Pilze vorwiegend auf alten Sphaeriaceen (mykogen) — *Submicrocera (Calonectria)*

cc. Pionnotes spärlich oder fehlend, seltener reichlich vorhanden. Verhältnismäßig schnellwüchsige Pilze — *Arachnites (Calonectria)*

bb. Große Konidien mehr oder minder fußzellig

c. Terminale Chlamydosporen fehlen

d. Interkalare Chlamydosporen fehlen. Konidien in Sporodochien und Pionnotes lachsfarben, orange. Stroma verfließend oder vorbrechend stilboid

e. Konidien derbhäutig, walzenförmig, gekrümmt, am Scheitel eingeschnürt, schna-

belförmig (wie bei *Martiella*). Pilze auf Schildläusen, andere auf Sphaeriaceen und anderen Pilzen lebend, verhältnismäßig langsam wachsend — *Macroconia (Nectria)*

ee. Konidien mit zarter Hülle und Septierung. Stroma oft sklerotial vorbrechend, dunkelblau oder blaß

f. Große Konidien in der Mitte fast zylindrisch, gleichseitig gekrümmt, Scheitelende eingeschnürt, schnabelförmig gebogen. Myzel blaß, rosig. Stroma blaß, bisweilen violett, olivfarben, grün. Gestalt der Konidien, Farbenbild, Stroma, Sklerotien wie bei *Elegans* — *Lateritium (Gibberella)*

ff. Große Konidien in der Mitte fast zylindrisch, oft etwas ungleichseitig gekrümmt, fadenförmig verlängert, sichelförmig, beidendig verschmälert. Myzel und Stroma verschiedenfarbig, rosa, purpur, gelb oder blaß. Konidien meist orangerot — *Roseum*

dd. Interkalare Chlamydosporen vorhanden

e. Sporodochien gewöhnlich fehlend. Freie Konidien im flockigen Myzel zerstreut, spindelförmig; große Konidien spindelig-lanzenförmig, beidendig verschmälert und nicht fußzellig, oder sichelförmig, fußzellig. Farbenbild blaß, zwischen *Gibbosum* und *Roseum* schwankend — *Arthrosporiella*

ee. Sporodochien vorhanden. Sklerotien dunkelblau, bräunlichweiß oder fehlend

f. Große Konidien mit zarter Hülle, spindelig-sichelförmig, parabolisch bis hyperbolisch gekrümmt, ungleichseitig, Scheitelzelle verlängert, faden- bis peitschenförmig; Basis deutlich fußzellig; in Masse hell oder rosig bis ocker-lachsfarben; Stroma lederbraun, selten karminrot und gelb — *Gibbosum (Gibberella)*

cc. Interkalare und bisweilen terminale Chlamydosporen vorhanden

ff. Große Konidien verhältnismäßig derbhäutig, kräftig septiert, spindelig-sichelförmig, beidendig verschmälert, ungleichseitig gekrümmt, Scheitelzelle oft eingeschnürt, schnabelförmig gekrümmt, abgestutzt oder verlängert; Basis fußzellig; in Masse ocker-, rosa-, lachs- oder orangefarbig; Stroma hell, rosig, karmin-purpur, gelb, braun, blau, seltener gleichfarbig hell; Sklerotien dunkelblau, braun, ockrig oder

fehlend; Myzel weiß, rosa, gelblich, bisweilen blaufleckig — *Discolor (Gibberella)*

g. Nicht fußzellige Konidien vorherrschend, Fruchtlager flockig, *Trichothecium* ähnelnd: *Discolor*, Untergruppe — *Trichothecioides*

gg. Fußzellige Konidien in Sporodochien und Pionnotes vorherrschend

h. 3-sept. Konidien 3—4,1 μ dick: *Discolor*, Untergruppe — *Neesiola*

hh. 3-sept. Konidien 4,1—7—9 μ dick: *Discolor*, Untergruppe — *Saubinetii (Gibberella)*

ccc. Terminale Chlamydosporen vorhanden, interkalare fehlend. Stroma flockig bis gallertig, langfaserig, locker oder koremiumartig verwachsen, zottig, ausgebreitet, nicht tuberculariaartig sporodochial begrenzt. Konidien zerstreut, in falschen Köpfchen, nicht in ausgedehnten Schleimen abgelagert; keilförmig, deutlich septiert, sahnefarbig bis bräunlichweiß — *Ventricosum (Hypomyces)*

4. Beschreibung der Fusarien und zugehörigen Schlauchformen

Die Gruppe Eupionnotes

Verhältnismäßig langsam wachsende Pilze mit hellem oder gefärbtem, unscheinbarem, meist immersem oder thallusähnlich auflagerndem glattem bis zottigem Stroma und gelben, rosigen oder hell orangefarbigen in Tröpfchen oder Schleimen abgelagerten Konidien, die von niederliegenden, koremiumartig verbundenen, zottig aufragenden, seltener auch als Luftmyzel erscheinenden Trägern und deren Auszweigungen abgeschnürt werden. Konidien zart, pfriemenförmig, schmal, bei manchen Pilzen 11 bis 20 mal so lang als dick, bei anderen kürzer, gedrungener nur 4 bis 7 mal so lang als dick, oder auch von zylindrisch-wurstartiger Gestalt beidendig konisch verjüngt oder ellipsoidisch abgerundet 8 bis 11 mal so lang als dick, mehr oder minder gekrümmt, die Basis nicht fußzellig, aber öfter mit einer leichten Einschnürung versehen, durch die der Eindruck einer Ansatzwarze entsteht. Septierung im ganzen spärlich und unscheinbar. Chlamydosporen und Sklerotien können vorhanden sein oder fehlen. Als Schlauchformen sind Nectrien der Untergattung *Fusarionectria (Sectio Leptoconia)* bei einigen dieser Pilze festgestellt, z. B. *Nectria episphaeria* und *N. flavo-viridis*.

Die frühere Untergruppierung nach dem Vorkommen von Chlamydosporen ist aufgegeben, da diese Dauersporen nur spärlich auftreten und Übergänge festgestellt sind, die die Bestimmung der Untergruppe erschweren würden.

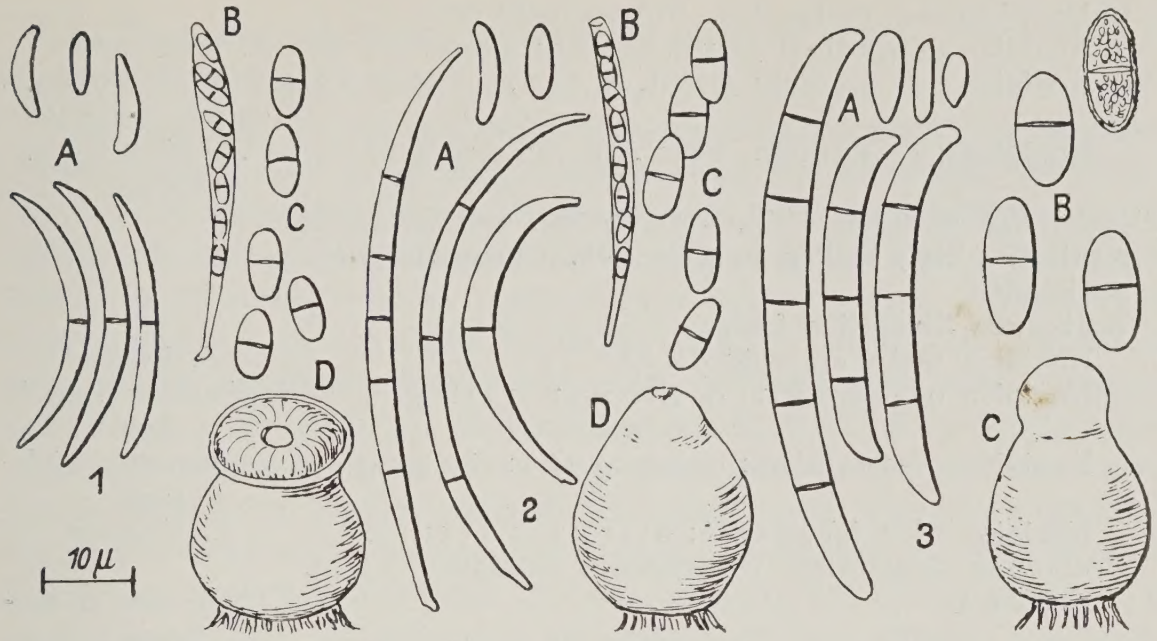

Abb. 4. 1. Gruppe *Eupionnotes* (1):

1. *Fusarium aquaeductuum*: *Nectria episphaeria v. coronata*. A. Mikro- und Makrokonidien. B. Askus. C. Askosporen. D. Perithezium
2. *Fusarium aquaeductuum v. medium*: *Nectria episphaeria*. A. Mikro- und Makrokonidien. B. Askus. C. Askosporen. D. Perithezium
3. *Fusarium melanochlorum: Nectria flavo-viridis*. A. Mikro- und Makrokonidien. B. Askosporen. C. Perithezium

(1) Mikro- und Makrokonidien sowie Askosporen ×900. Asken (Schläuche) × 450. Perithezien einzeln ×90 in allen Textabbildungen, wenn nicht besonders angegeben. Der eingetragene Maßstab 10 µ bezieht sich auf Sporen.

Schlüssel zur Bestimmung der *Eupionnotes*-Fusarien

Sichelsporen pfriemenförmig, schmal, spitzig, 11 bis 20 mal so lang als dick, in Masse gelb, rosig bis orangefarbig
Chlamydosporen fehlen
Stroma hell bis rosig, nicht olivgrün
Konidien meist 1-septiert 27×2,4; 3-sept. 35×2,4[1]) *F. aquaeductuum*
Konidien meist 1-septiert 26×2,4; 3-sept. 33×2,4
Perithezien blutrot 0,35×0,25 mm mit kopfartig vortretendem Mündungskegel; Sporen 1-sept. 9,1×3,7 *Nectria episphaeria v. coronata*
Konidien 1-3 (0-5)-septiert: 1:35×2,4: 3:45×2,6 *F. aquaeductuum v. medium*
Konidien 1-3 (0-5)-septiert: 1:36×2,6; 3:42×2,7
Perithezien blutrot 0,21×0,18 mm ohne deutlichen Mündungskegel; Sporen 1-septiert 8,3×3,5 *Nectria episphaeria*
Stroma hell bis olivgrün. Große Konidien meist 3-septiert: 3: 50×3,3; 5: 72×3,4 *F. cavispermum*
Sichelsporen zylindrisch oder schwach dorsiventral, wurstförmig, beidendig konisch verjüngt oder ellipsoidisch abgerundet, in Masse isabellin-inkarnat, 8 bis 11 mal so lang als dick
Chlamydosporen fehlen. Stroma hell bis olivgrün
Konidien 3-sept. 36×3,8; 5-sept. 49×4,3 *F. melanochlorum*
Konidien 3-sept. 37×4; 5-sept. 50×4,6
Perithezien rot 0,27×0,23 mm; Sporen 1-sept. 10×6 *Nectria flavo-viridis*

[1]) Die Sporengrößen (Länge × Dicke) beziehen sich auf Messungen in „micron".

Chlamydosporen vorhanden. Stroma nicht grün
Konidien 3—4,2 dick: 3-sept. 35 × 3,8; 5-sept. 42 × 4,2 *F. merismoides*
Konidien 4,2—5,3 dick: 3-sept. 40 × 4,2; 5-sept. 51 × 4,4 *F. merismoides v. chlamydosporale*
Konidien 4,2—5,3 dick: 3-sept. 38 × 5; 5-sept. 51 × 5,3 *F. merismoides v. crassum*

Sichelsporen ziemlich klein, dorsiventral, spitzig, wenig septiert, 4 bis 7 mal so lang als dick. Chlamydosporen vorhanden
Rotbraune Sklerotien fehlen
Konidien meist einzellig 8 × 1,8 *F. flavum*
Konidien 0—1-septiert: 0: 7,1 × 2,3; 1: 11 × 3,1 *F. dimerum v. pusillum*
Konidien 0—1-septiert: 0: 8,2 × 2,5; 1: 16,4 × 2,9 *F., dimerum v. violaceum*
Konidien 1—2 (3)-septiert: 0: 11 × 3,1; 1: 14,1 × 3,3 *F. dimerum*
Rotbraune Sklerotien vorhanden. Konidien 1-sept. 18,8 × 2,5 *F. dimerum v. nectrioides*

1. *Fusarium aquaeductuum* (Radlk. et Rabh. pr. p.) Lagh. (Abb. 4)

Syn. *Selenosporium aquaeductuum* Radlk. et Rabh. pr. p.
Fusisporium moschatum Kit. *(status subnorm.)*
Fusarium aquaeductuum Lagh. *v. pusillum* Wr.
F. aquaeductuum Lagh. *v. volutum* Wr.
F. Magnusianum All. in herb.
Microcera brachyspora Sacc. et Scalia

Konidien auf mehr oder minder ausgebreitetem, gallertig-schleimigem bis zottigem Stroma als gelb- bis rotorange- oder lachsfarbiger Niederschlag abgelagert, im Alter verblassend und bei Austrocknung ziegelrote bis zimmtbraune Krusten bildend, seltener einem spärlichen, hellen Luftmyzel eingestreut (Abb. 4). Konidien zart, dünn, sichelförmig, spitzig, am Scheitel öfter etwas hakig umgebogen, an der Basis mit einer Einschnürung, durch die der Eindruck eines Anhängsels entsteht, oder auch abgerundet bis abgestutzt, seltener einzellig 13,3 × 2,4; 9—22 × 1,9—3 (6—26 × 1,5—4) als mit einer meist undeutlich sichtbaren Querwand versehen 26,6 × 2,4 meist 16—34 × 1,9—3 (12—40 × 1,5—4), vereinzelt 2—3-septiert: 3-sept. 35 × 2,4 meist 33—38 × 2,2—2,5 (29—50 × 2—3). Chlamydosporen fehlen. Der Pilz strömt manchmal einen eigenartigen, verschiedentlich mit Moschus verglichenen Geruch aus, der in Reinkultur aber nur schwach entwickelt wird und einigen Pilzstämmen ganz fehlt.

Vorkommen: In Gewässern, Trinkwasserleitungen, Abwässer führenden Flüssen und Bächen, am Mauerwerk von Flußwehren, Schleusen, im Getriebe von Wassermühlen, ferner in Schleimflüssen von Laubbäumen, auf toten Ästen, häufig mit anderen Pilzen (besonders *Sphaeriaceales*) zusammenlebend, in Europa und Nordamerika. Der Pilz gleicht mehr oder minder der Nebenfruchtform von

2. *Nectria episphaeria* (Tode) Fr. *v. coronata* Wr.

Syn. *Nectria moschata* Glück

Perithezien auf rotbraunem Stroma gesellig, blutrot, von verschiedener Gestalt, faß-, krug- oder zwiebelförmig, mit kopfartig vortretendem, am Scheitel eine Öffnung freilassendem, erst deutlich abgesetztem, später einschrumpfendem und kissenartig abgeflachtem Mündungskegel, 0,35 × 0,25 meist 0,25—0,45 × 0,2—0,3 (0,2—0,5 × 0,18—0,35) mm groß, in unreifem Zustande kleiner, trocken oft napfartig oder schief einsinkens, gewöhnlich alten *Sphaeriaceales* aufgewachsen oder eingenistet (Abb. 4). Schlauchsporen zu 8 Stück in den Schläuchen ein- oder undeutlich zweireihig entwickelt, in hellen, dann lederbraun werdenden Ballen ausgestoßen, glatt, oval, 1-septiert 9,1×3,7 meist 7,4—10,8×3,3—4 (6—12×3—4,5). Konidien in verfließenden Schleimen rötlicher Färbung, trocken ziegelrot bis zimmtbraun oder verblassend, zart, sichelförmig gebogen oder fast gerade, 1-septiert 26×2,4, seltener einzellig 12,5×2,3 und vereinzelt 3-septiert 33×2,4.

Vorkommen auf toten Ästen, Schnittflächen von Baumstümpfen, Schleimflüssen von Laubbäumen, seltener auf Nadelhölzern; meist auf alten *Sphaeriaceales (Cryptomyces, Melanconis, Pseudovalsa)* auf *Acer, Alnus, Betula, Fagus, Salix, Ulmus, Pirus, Quercus)*, an Bergkiefer *(Pinus monticola)* in Nordamerika auch mit *Cronartium ribicola* soziert, ferner in Heuinfusen, Gewässern usw. (siehe *Fusarium aquaeductuum*) in Europa, Asien und Nordamerika.

3. *Fusarium aquaeductuum* (Radlk. et Rabh. pr. p.) Lagh. *v. medium* Wr. (Abb. 4)

Syn. *Fusarium aquaeductuum* (Radk. et Rabh.) Sacc.
Selenosporium aquaeductuum Radk. et Rabh. pr. p.
Fusarium aquaeductuum Lagh. *v. majus* Wr.
F. aquaeductuum Lagh. *v. elongatum* Wr.
Pionnotes capillacea Sacc.
Fusarium pyrochroum (Desm.) *v. diatrypellicola* Syd.
F. stromaticola P. Henn.
F. volutella Ell. et Ev.
? *F. stilbaster* Link.

Von der Grundart durch längere, mehr septierte, in Masse goldgelbe bis orangefarbene Konidien verschieden (Abb. 4). Konidien 1—3 (0—5)-septiert:

0-sept.	10×2,4	meist 6—15×2	—2,8 (5—25×1,5—3)
1-sept.	35×2,4	,, 18—45×2	—3,2(14—61×1,5—4)
3-sept.	45×2,6	,, 30—50×2,2	—3,3(20—64×1,5—4)
5-sept.	52×2,7	,, 47—59×2,2	—3,2(35—66×2 —4)

Vorkommen in Wäldern auf abgestorbenen Teilen von Bäumen und Sträuchern *(Acer, Betula, Fagus, Ostrya, Pinus, Pirus, Theobroma)* sowie gelegentlich auf Bambus, wie die Grundart oft auf alten *Sphaeriaceales*, auch auf von *Cronartium ribicola* erzeugten Blasenrostherden

der Bergkiefer *(Pinus monticola)*, in verunreinigten Trinkwässern und anderen Gewässern, in Europa, Asien und Amerika. Der Pilz gleicht mehr oder minder der Nebenfruchtform von

4. *Nectria episphaeria* (Tode) Fr. (Abb. 4)

Syn. *Sphaeria episphaeria* Tode
Sphaeria erythrococcos Ehr.
Sphaeria sanguinea Sibth. *v. media* Fr. *(ß media)*

Perithezien einzeln oder gesellig, oval bis umgekehrt-birnförmig, leicht zusammensinkend, mit kegelstumpflichem oder an der Mündungsöffnung abgeplattetem Scheitel, glatt, blutrot, 0,21×0,18 (0,17—0,3×0,13—0,25) mm. Sporen (Abb. 4) zu 8 Stück im Schlauch, ellipsoidisch-oval, glatt, hell, in Masse isabellin, 1-septiert 8,3×3,5 meist 7,6—9,3×3,4—3,6 (6—12×3—4,5). Konidien zart, dünn, pfriemenförmig, allmählich verschmälert, sichelförmig, am Scheitel stärker gekrümmt als nach der Basis zu. Basis nicht fußzellig, bisweilen mit leichter Einschnürung, oder abgestutzt. Konidien 1—3 (0—5)-septiert: 1-septiert 36×2,6; 3-septiert 42×2,7. Stroma ausgebreitet, immers, gallertig, glatt oder runzelig bis zottig, manchmal nur spärlich entwickelt. Vorkommen in Wäldern auf abgestorbenen Ästen und Stämmen, Scheitholz, Bäumen und Sträuchern *(Acer, Alnus, Berberis, Betula, Cornus, Crataegus, Fagus, Hibiscus, Pinus, Pirus, Quercus, Robinia, Salix, Stenocalyx)* sowie auf *Vitis*, meist als Bewohner abgestorbener, größerer, dunkelfarbiger Pyrenomyceten der Familiengruppe *Sphaeriaceales (Cucurbitaria, Valsa, Hypoxylon, Xylaria, Diatrype, Diatrypella, Ustulina, Quaternaria)* sowie auf Hypocreaceen (*Nectria meliopsicola, N. cucurbitula)* schmarotzend, seltener in Schleimflüssen der Bäume, in Europa, Amerika und Asien.

5. *Fusarium cavispermum* Cda.

Syn. *Fusarium capitatum* Schw., *Pionnotes capitata* (Schw.) Fr.
Fusarium oxydendri Ell. et Ev.

Stroma teils flockig, büschelig vorragend, hell, teils niederliegend, gallertig, immers, faserig-zottig, erst weißlich, bräunlichweiß oder rosig, dann gelbgrün, olivgrün bis olivbraun werdend. Konidien pulverig eingestreut, rosigweiß, oder in schleimigen Massen von isabelliner bis hellorangerötlicher Färbung, seltener in blassen, *tubercularia*-ähnlichen, leicht verfließenden Sporodochien, trocken harzähnliche rosige, verblassende oder durch Einschlag stromatischer Farbentöne nachdunkelnde Krusten bildend. Konidien pfriemenförmig, beidendig verschmälert, gekrümmt, nicht fußzellig, meist 3 (0—5)-septiert:

0-sept. 8×2,3 (6—14×1,5—4); 1-sept. 17×2,9 (11—30×2—4,5)
3-sept. 50×3,3 meist 31—69×3—3,5 (23—90×2—4)
4—5-sept. 72×3,3 „ 64—80×3—3,5 (50—90×3—4).

Kugelige, olivfarbene Sklerotien im Myzel und Chlamydosporen ähnelnde Gebilde (5—6 μ diam.) in alten Konidien kommen bisweilen

vor. Der Pilz findet sich auf Nadelhölzern *(Pinus, Picea)* als Bewohner von abgestorbenen Teilen, an Scheitholz sowie im Harz, seltener auf Laubhölzern *(Oxydendrum arboreum* in Virginia, U. S. A.*)*, in Europa und Nordamerika. Kiefernholz macht der Pilz manchmal olivgrünfleckig.

6. *Fusarium melanochlorum* (Casp.) Sacc. (Abb. 4)

Syn. *Fusisporium melanochlorum* Casp.
Fusarium cavispermum Cda. *v. minus* Wr.
F. glandicolum All.; *F. Allescheri* Sacc. et Syd. (non Cke. et Ger.)
F. celtidis Pass. (non Ell. et Tracy); *F. sphaeriaeforme* Sacc.

Stroma hell, bräunlichweiß, rosigweiß, später oft dunkelolivgrün, zäh, gallertig, zottig oder niederliegend, seltener flockig. Konidien anfangs oft nur einzellig, oval, stäbchenförmig oder gekrümmt, als helles Pulver oder in kleinen Tröpfchen auf dem Stroma abgelagert, später auch in ausgedehnten hellen oder rosigen bis lachsroten schleimigen Massen, seltener in Sporodochien entstehend mit zahlreichen sichelförmigen, zylindrischen oder schwach dorsiventralen, wurstförmigen, beidendig konisch verjüngten oder ellipsoidisch abgerundeten, am Scheitel bisweilen schnabelförmigen, an der Basis leicht eingeschnürten (Abb. 4), beinahe fußzelligen 3(2—5—7)-septierten Konidien:

0-sept. 7,8 ×2,4 meist 6,6— 9,7×2,2—2,5(5—13×1,5—3)
1-sept. 22 ×2,7 ,, 14 —30 ×2,6—3,4(10—42×2 —4)
3-sept. 35 ×3,5 ,, 34 —36 ×3,1—4 (23—48×2,2—4,5)
5-sept. 46 ×3,6 ,, 44 —48 ×3,4—4 (40—51×3 —4,5)
6—7-sept. 48 ×4 (42—53×3—5)

Vorkommen auf Rinde und Holz von *Quercus Garyana* zwischen Lagern von *Nectria punicea*, auf toten Zweigen von *Celtis australis* und *Betula alba*, ferner in Wasserpflanzenkulturen *(Lemna, Ceratophyllum)* in Deutschland, Italien und in Nordamerika (Oregon). Die Konidien dieses Pilzes ähneln denen von

7. *Nectria flavo-viridis* (Fuck.) Wr. (Abb. 4)

Syn. *Sphaerostilbe flavo-viridis* Fuckel

Perithezien gesellig, kugelig-eiförmig, glatt, gelbrot, trocken blutrot, mit kleinem Ostiolum, bisweilen mit abgeplattetem oder kegelförmigem, unter dem Mündungskegel etwas eingeschnürtem Scheitel, 0,27×0,23 mm, mit glatten in 8-sporigen zylindrischen, gestielten Schläuchen (90×8) entwickelten 1-septierten Sporen 10,1×4,7 (7,5—13×4,5—5) [nach Fuckel 10×6] auf gelbgrünem Stroma, das zuerst Konidien trägt (Abb. 4). Konidien zerstreut, in falschen Köpfchen oder gallertartigen hellen oder rötlichen Massen auf niederliegenden oder koremiumähnlich aufragenden, flockig-zottigen hellen Trägerbüscheln abgelagert und später mit den unteren Teilen des Stromas eine schwarzgrüne Fläche bildend, erst einzellig, dann mit zahlreichen zylindrischen bis spindelig-sichelförmigen septierten Sporen unter-

mischt: 0-sept. 7×2,3; 1-sept. 22×3 (14—29×3—3,2); 3-sept. 36×3; 4-sept. 42×3 [nach Fuckel 0—1-sept. 12—16×4, größere bis 3-sept. 32—36]. Auf dem Hirnschnitt noch stehender Stümpfe von *Betula alba*, selten, im Herbst, bei Mappen, Deutschland. Die Beschreibung des Birkenpilzes ist nach dem Originalexsikkat Fuckels ergänzt, da diese *Nectria* in der Natur bisher nicht wiedergefunden werden konnte. Ähnliche Pilze sind auf *Aesculus* und *Fraxinus* festgestellt.

8. *Fusarium merismoides* Cda. (Abb. 5)

Syn. *Fusarium merismoides* Cda. *v. majus* Wr.
F. albizziae Wor.; *F. arvense* Speg.
F. arachnoideum (Cda.) Sacc.; *Fusisporium arachnoideum* Cda.
F. betae (Desm.) Sacc.; *Fusisporium betae* Desm.; *Pionnotes betae* (Desm.) Sacc.
F. Biasolettianum Cda.; *Pionnotes Biasolettiana* (Cda.) Sacc.
F. foeni (Berk. et Br.) Sacc.; *Fusisporium foeni* Berk .et Br.
Fusisporium georginae Klotzsch; *Fusarium gallinaceum* Cke. et Hark.
Fusarium pelargonii Crouan
Fusarium rhizophilum Cda.; *Pionnotes rhizophila* (Cda.) Sacc.
Fusisporium rhizophilum West.
Fusisporium rhizophilum (Cda.) *v. dahliae* West.
Pionnotes rhizophila (Cda.) Sacc. *v. dahliae* Wild. et Dur.
Fusarium rimosum (Peck) Sacc.; *Fusisporium rimosum* Peck
Fusarium roseum Lk. *v. rusci* Sacc.
F. Rösleri Thüm.
F. roseolum (Steph.) Sacc.; *Fusisporium roseolum* Steph. (in Berk. et Br.)
F. udum (Berk.) Wr.; *Fusisporium udum* Berk.; *Pionnotes uda* (Berk.) Sacc.
F. udum (Berk.) *v. pusillum* Wr.; *F. udum* (Berk.) *v. solani* Sherb.

Myzel spärlich, spinnwebartig kriechend, blaß bis rosigweiß, leicht einsinkend, später ein Stroma bildend, rasenartig ausgebreitet wachsend, gallertig, glatt oder runzelig, oben koremiumartig zottig, faserig, keulig verbunden oder auseinanderstrahlend. Konidienträger bis-

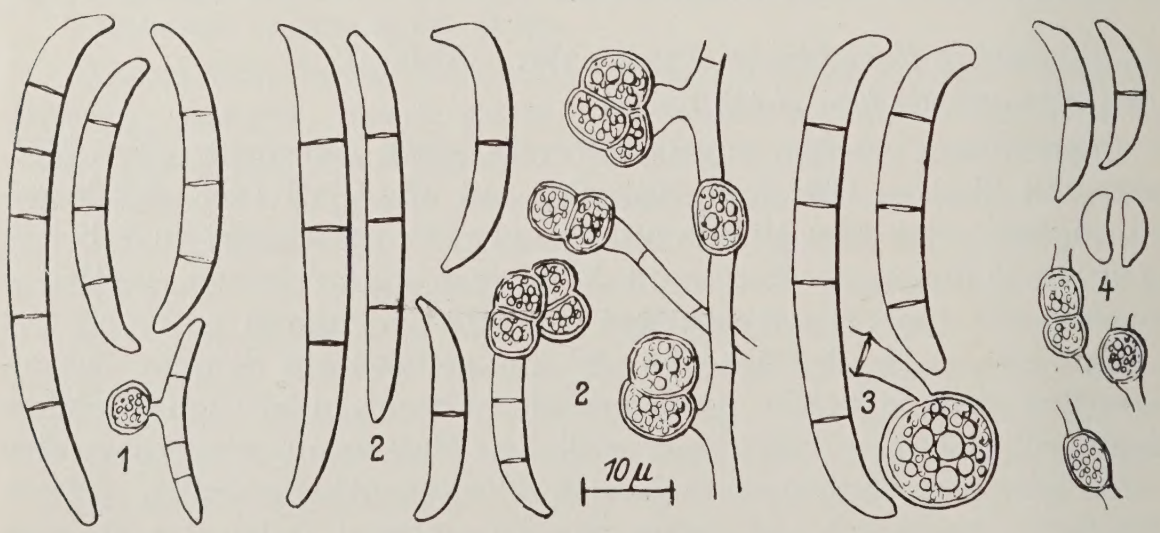

Abb. 5. I. Gruppe Eupionnotes:
1. *Fusarium merismoides*. 2. *F. merismoides v. chlamydosporale*
3. *F. merismoides v. crassum*. 4. *F. dimerum*

weilen wirtelig verzweigt. Konidien (Abb. 5) eingestreut, pulverig, blaß, dann rosig, oder in verfließenden Schleimen rötlicher bis orangeroter, später verblassender Färbung abgelagert, zylindrisch-spindelig, beidendig kegelig bis ellipsoidisch verjüngt oder abgerundet, nicht fußzellig, aber bisweilen an der Basis etwas eingeschnürt, am Scheitel ungleichseitig, mit vorgewölbter Rückenlinie, leicht gekrümmt, 3(0—7)-septiert:

3-sept. 35 ×3,8 meist 25—40 ×3—4 (23—60 ×2,2—5)
5-sept. 42 ×4,2 „ 38—45 ×3,7—4,7 (30—61 ×3—5)
1-sept. 23 ×3 „ 18—30 ×2,5—3 (13—30 ×2,5—4)

Chlamydosporen kugelig 7 (5—8), ein- oder zweizellig (11 ×7) in alten Konidien oder im Myzel interkalar, einzeln, paarig, seltener kettig entwickelt.

Vorkommen in Schleimflüssen von Bäumen und Sträuchern, an Rebstöcken, Gräsern, Stauden, Hackfrüchten und faulenden Stoffen, in Europa und Amerika.

9. *Fusarium merismoides* Cda. *v. chlamydosporale* Wr. (Abb. 5)

Unterscheidet sich von der Grundart durch größere Konidien und vorherrschende Chlamydosporen (Abb. 5). Konidien in dünner, hellorangefarbener, bald verschwindender Pionnotes, seltener gerade als spindelig-sichelförmig oder beidendig stärker gekrümmt, am Scheitel bisweilen schnabelförmig, plötzlich umgewendet, Basis kegelstumpflich oder etwas fußzellig endend, 3-, seltener 1(2—5)-septiert:

3-sept. 40 ×4,2 meist 27—53 ×3,3—4,8 (25—60 ×3—5,5)
5-sept. 51 ×4,4 „ 46—57 ×4—5 (50—60 ×3,8—6)
1-sept. 23 ×4 (20—30 ×3,5—4,5)

Aus der nach wenigen Tagen resorbierten Pionnotes wird sehr bald eine schmutzigrote, runzelige Kruste aus zahlreichen, terminalen und interkalaren, einzeln, paarig, kettig oder knäuelig angeordneten Chlamydosporen [6—7 (5—9) μ]. Vorkommen in Schleimflüssen am lebenden Stamm von *Ostrya virginica* in Madison, Wisconsin (U. S. A.) zusammen mit *F. aquaeductuum v. medium* und *F. scirpi v. acuminatum.*

10. *Fusarium merismoides* Cda. *v. crassum* Wr. (Abb. 5)

Von der Grundart durch dickere, mehr wurstartig geformte Konidien und größere Chlamydosporen abweichend (Abb. 5). Konidien 3-, seltener mehr- (bis 5)- oder weniger (0—2)-septiert; in blasser, dann incarnatrosiger bis hellorangefarbener Pionnotes:

3-sept. 38 ×5 meist 33—42 ×4—6 (30—56 ×3,7—6,5)
5-sept. 51 ×5,3 (40—60 ×5—6)
1-sept. 26 ×4,4 meist 24—27 ×3,5—5 (19—30 ×3—6)

Chlamydosporen kugelig, terminal und interkalar, in und an Konidien sowie an Hyphen entstehend, 10,1(8—12) μ dick. Vorkommen in verunreinigten Trinkwasserleitungen, zusammen mit *F. aquaeductuum v. medium,* in Deutschland.

11. *Fusarium dimerum* Penz. (Abb. 5)

Syn. *Fusarium baptisiae* P. Henn.
F. Bonordeni Sacc.
F. brassicae Thüm. *f. botrytis* Roum.
F. dimerum Penz. *v. majusculum* Wr.
F. subnivale Höhn.
? *Selenosporium aurantiacum* Bon.

Stroma und Myzel weiß bis inkarnatrosig. Konidien spindelig-sichelförmig, beidendig spitzig, klein, 1 (0—3)-septiert: 0-sept. 11×3,1 (4,5—16×2,2—3,5); 1-sept. 14×3,3 meist 12—20×2,7—3,8 (8—30×2—4); 3-sept. 21×3,5 meist 20—23×3,2—3,8 (16—30×2,7—4), in hellorangefarbener Pionnotes sowie in Sporodochien oder als pulverartiger Niederschlag im Mycel eingestreut (Abb. 5). Konidienträger verschieden, oft auch wirtelig verzweigt. Chlamydosporen interkalar, einzellig (7×7), kugelig oder zweizellig (12×6,5) bis kettig aneinandergereiht (Abb. 5). Vorkommen auf faulenden Stengeln, Wurzeln, Früchten von Gartenpflanzen, Gemüse, Leguminosen, Cruciferen, Cucurbitaceen. Solanaceen, auf Zierpflanzen, einzelnen Gräsern, auf Bäumen, ferner im Humus in Europa, Amerika und Australien. Ursprünglich ist der Pilz auf Flecken der Schale einer Zitrone in Italien festgestellt, später auch auf zahlreichen anderen Gattungen. Ohne besondere ökonomische Bedeutung.

12. *Fusarium dimerum* Penz. *v. nectrioides* Wr.

Von der Grundart durch schlankere 1—2-septierte Konidien und durch das Vorkommen zahlreicher rotbrauner, kugeliger bis 0,1 mm dicker Sklerotien unterschieden. Konidien:

1-sept. 18,8×2,5 meist 12—21×2,2—2,7 (8—24×2—3)
2-sept. 21,8×2,6 „ 19—25×2,2—2,9 (15—30×2—3,2)
0-sept. 8,7×2 „ 7—11×1,9—2,8 (6—12×1,5—3)

Vorkommen im Humus in Honduras, Mittelamerika.

13. *Fusarium dimerum* Penz. *v. pusillum* Wr.

Syn. *Fusarium pusillum* Wr.

Sporodochien hellorangefarbig, leicht verfließend, mit meist einzelligen, selten septierten Konidien vom Typus des *F. dimerum*. Konidien:

0-sept. 7,1×2,3 meist 5,3—8,4×1,9—2,6 (5—11×1,7—3,3)
1-sept. 11×3,1 „ 8—12×2,5—3,6 (7—14×2,5—4)
2—3-sept. 19×3,5 (18—20×3—4)

Vorkommen an Kartoffeln, Rüben, Gerstenhalmen, Bananen sowie auf *Carica papaya*, im ganzen ziemlich selten, in Europa und in Amerika.

14. *Fusarium dimerum* Penz. *v. violaceum* Wr.

Unterscheidet sich von der Grundart durch schlankere, 1-septierte Konidien und einen im Stroma auftretenden dunkelvioletten Farb-

stoff. Konidien 1-septiert 16,4×2,9 meist 15—19×2,5—3,2 (10—26 ×2—4), 0-septiert 8,2×2,5 (4—15×1,5—3).

Vorkommen auf faulenden Cladodien des Feigenkaktus (*Opuntia ficus-indica*) in Spanien. Da 2—3-septierte Konidien fehlen, kommt eine Identität mit *Fusarium opuntiarum* Speg. (Kon. 2—3-sept. 15—25×4—5) nicht in Frage.

15. *Fusarium flavum* (Fr.) Wr.

Syn. *Fusisporium flavum* Fr.; *Pionnotes flava* (Fr.) Sacc.
Fusarium lythri (Desm.) Höhn.; *Dacryomyces lythri* Desm.

Sporodochien klein, punktartig, gallertig, leicht verfließend, isabellin bis gelblich-inkarnat- oder hell-lachsorangefarben. Konidien einzellig 8×1,8 meist 7—9×1,7—2 (4—12×1—3), selten septiert, (*F. dimerum* ähnelnd, aber kleiner). Stroma glatt, ausgebreitet oder runzelig, bisweilen sklerotial vorbrechend. Chlamydosporen interkalar, einzeln oder in Ketten, seltener in Knäueln. Vorkommen auf dürren Stengeln von Astern *(Callistephus)*, faulenden Rüben *(Beta)*, Kartoffelknollen *(Solanum)* sowie auf *Lythrum*. Wegen der Möglichkeit einer Verwechslung mit *Hainesia* vergleiche die Bemerkungen bei der Gattungsumgrenzung von *Fusarium* (Seite 7).

Die Gruppe Macroconia

Diese Gruppe hat verhältnismäßig große, ziemlich derbhäutige mehr oder minder fußzellige, hochseptierte, in Massen von orangeroter oder heller Färbung abgelagerte Konidien. Kleine ein- bis zweizellige Konidien finden sich bei *Fusarium buxicola* und bei *F. expansum*, aber sonst nur gelegentlich spärlich eingestreut vor. Chlamydosporen sind nicht oder kaum vorhanden. Sklerotien können vorhanden sein oder fehlen. Die bekannteren Pilze gehören zu *Nectria*, einige sind früher als *Sphaerostilbe* aufgefaßt. Manche Konidien galten als *Microcera*, weil sie zottig verklebten oder koremiumartig verbundenen, keuligen oder stielähnlich aufgerichteten Myzelschöpfen des Stromas auflagern, also in stilboiden Sporodochien entstehen können. Die Ausbildung des Stromas ist aber von den Umweltbedingungen und der Lebensweise der Pilze abhängig. In Reinkulturen gedeihen alle, wachsen ziemlich langsam, fruchten dann aber normal und reichlich. Das Stroma zeigt alle Übergänge wie in der Natur. Es bildet winzige Kolonien oder ausgedehnte Lager, ist glatt oder runzelig, gallertig, bei reichlicher Luftmyzelbildung flockig, locker, später auch verklebt, büschelig, zottig, aufrecht oder niederliegend, mitunter auch zart, dünn, vergänglich, oder durchzieht das Substrat und sammelt die abgeschnürten Konidien gewissermaßen unmittelbar auf dessen Oberfläche (Abb. 6 und 7). Pyknidenartige Gebilde sind nicht aufgefunden.

Einige Vertreter wachsen in der Natur häufig auf dem Stroma anderer Pilze, meist dunkelfarbiger Sphaeriaceen. Ein Pilz lebt hauptsächlich auf Schildläusen

(Cocciden). Er ist hier als *Nectria (Sphaerostilbe) coccophila* (Tul.) n. c., seine Konidienform als *Fusarium coccophilum* (Desm.) n. c. bezeichnet, unter Zusammenziehung dreier früher als selbständige Arten geltender Vertreter, nämlich von *Nectria aurantiicola* Berk. et Brme. (1875) (Sporen 15×7,5 in Diagn.) [syn. *Sphaerostilbe coccophila* Tul. (1865)]; *N. laeticolor* Berk. et Curt. (1868) (Sp. 13—15× ?) [syn. *Sphaerostilbe flammea* Tul. (1861)] und *N. coccidophthora* Zimm. (1901) (Sp. 17—20×7—8). In der Konidienform zeigen alle drei gute Übereinstimmung, während die Schlauchform anscheinend erhebliche, aber durch Verschiedenheiten von Alter, Reife, Standort und Ernährung bedingte Unterschiede in der Sporengröße u. a. aufweist.

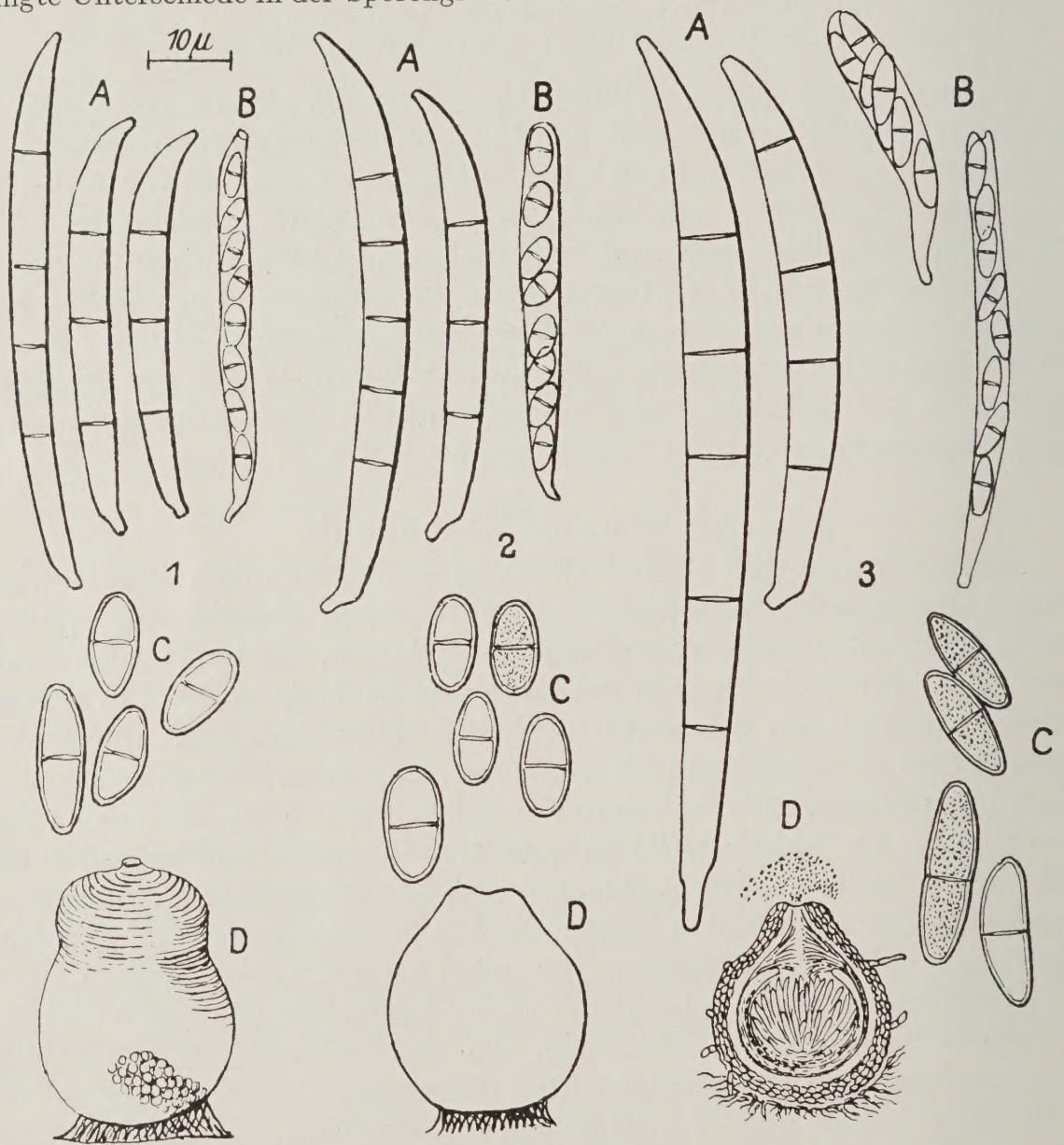

Abb. 6. II. Gruppe *Macroconia*:
1. *Fusarium expansum*: *Nectria stilbosporae*. A. Makrokonidien. B. Askus. C. Askosporen. D. Perithezium
2. *Fusarium buxicola*: *Nectria Desmazierii*. A. Makrokonidien. B. Askus. C. Askosporen. D. Perithezium
3. *Fusarium sphaeriae*: *Nectria leptosphaeriae*. A. Makrokonidien. B. Asken. C. Askosporen. D. Perithezium
Asken (×450). Perithezien (×90)

Schlüssel zur Bestimmung der *Macroconia*-Fusarien

Konidien in Massen typisch 3—5-septiert: ± mycogene Pilze
Konidien in Massen weißgelb, trocken honigfarben, 3—5(6—7)-septiert: 3-sept. 47×4,4; 5-sept. 61×5,1; 7-sept. 76×5,7 — *F. buxicola*

Perithezien rot, 0,29×0,22 mm; Sporen 11,6×5,5	*Nectria Desmazierii*
Konidien in Massen orangefarbig: Mycogene Pilze	
Konidien 3—4(5—6)-septiert: 3-sept. 45×4,2; 5-sept. 65×5	*F. expansum*
Perithezien rot, 0,31×0,24 mm; Sporen 13,8×5,6	*Nectria stilbosporae*
Konidien 5 (3—7—11)-septiert: 3-sept. 55×5; 5-sept. 71×5,8	*F. sphaeriae*
Perithezien rot, 0,3×0,26 mm; Sporen 17×5,4	*Nectria leptosphaeriae*
Konidien in Massen typisch 7—9(3—12)-septiert: Vertreter entomogen	
Konidien 5-sept. 77×5,5; 7-sept. 86×5,6; 9-sept. 95×5,2	*F. coccophilum*
Perithezien rot, 0,28×0,25 mm; Sporen 15×7,2	*Nectria coccophila*
Konidien typisch 9—12-septiert 100—130×7—13	*F. gigas*

1. *Fusarium buxicola* Sacc. (Abb. 6)

Syn. *Fusarium buxi* Sacc. *(nomen nudum)*
F. Fuckelii Sacc.
? *F. dimorphum* d'Alm. et Cam.; ? *F. subcorticale* Oud.
Discella cf. Tulasne (*stat. subnorm.*).

Fruchtlager in Rindenrissen dürrer Äste reihenweise oder als dünner Belag mit winzigen Polstern auf Blättern entwickelt. Stroma flach oder gewölbt, hell, dann vergilbend, trocken bernsteinfarbig, selten etwas blau- oder spangrünfleckig, von weißem bis sahnefarbigem Luftmyzel überwachsen mit zerstreuten oder schleimartig sich ansammelnden, sahnefarbenen, gelblich- bis bräunlichweißen, bei pulveriger Eintrocknung kreideweißen, oft auch zu einer kleisterähnlichen, honigfarbenen Kruste verhärtenden Konidienmassen. Sie entstehen in Ballen, Tropfen oder Säulchen, werden auf tuberkulariaartigem Stroma bis stecknadelkopfgroß oder verfließen zu flachen Schichten. Im Luftmyzel zerstreut können zunächst kleine, längliche, spindelig-sichel- oder kommaförmige ein- bis zweizellige Konidien (*Discella*-Stufe) auftreten. Später (Abb. 6) überwiegen die größeren, 3—5-, selten 6—7-septierten langen, zylindrisch-walzenförmigen, schwach gekrümmten, beidendig kegelstumpfartig verschmälerten, am Scheitel eingeschnürten, bisweilen schnabelförmigen, an der Basis abgestutzten, blasig verdickten oder schwach fußzelligen, derbhäutigen Konidien:

0-sept. 12,7×2,7 meist 9—14×2,4—3,1 (7—20×2—4)
1-sept. 24×3,1 „ 23—28×3—4 (18—40×2,5—4,5)
3-sept. 47×4,4 „ 38—59×3,1—5,6 (24—68×3—7)
5-sept. 61×5,1 „ 52—70×3,5—6,2 (45—82×3,4—7,5) (nach Fuckel 5—6-sept. 68×8)
7-sept. 76×5,7 (60—92×4,5—7)

Sklerotien kugelig hell, bis blau 0,054 (0,04—0,1) mm. Echte Chlamydosporen fehlen. Auf dem alten Konidienstroma entwickeln sich die Perithezien der zugehörigen

Nectria Desmazierii Becc. et DNtrs. (Abb. 6)

Syn. *Nectria gibbera* Fuck.
Sphaeria sanguinea Sibth. *v. cicatricum* Berk.
Nectria coccinea v. cicatricum Desm.
N. cicatricum (Berk.) Tul.

Perithezien an dürren oder absterbenden Zweigen, besonders an den Narben von Knospen und Stielchen, einzeln oder in kleinen, nicht miteinander verwachsenen Gruppen, ziemlich lose dem Substrat anhaftend oder einem winzigen gewölbten, fleischigen Stroma aufsitzend, oval-krugförmig, mit breitem Mündungskegel, blutrot 0,29×0,22 (0,21—0,4×0,15—0,31), glatt und kahl, im Alter runzelig. Asci zylindrisch, fast sitzend, 8-, seltener 4-sporig, 82×8. Sporen (Abb. 6) ein- bis undeutlich zweireihig, länglich-eiförmig, mit feinpunktierter Hülle, 1-septiert 11,6×5,5 meist 11—13×4,8—6,5 (9—17×4—9); einzelne 2-septierte 14×6 [nach Fuckel messen die Sporen 1-septiert 11×5]; in 4-sporigen Schläuchen 10—17×6—9. Paraphysen 6—8-zellig.

Vorkommen in Europa auf Zweigen, Blättern und Wurzeln faulender oder dürrer *Buxus sempervirens* (einschließlich deren Zwergform, *v. suffruticosa*) und *B. balearica*.

Beobachtungen: Auf *Buxus* sind folgende Hypocreaceen mit Fusariumstufen festgestellt: *N. Desmazierii (F. buxicola), Gibberella baccata (F. lateritium)* und *G. acuminata (F. scirpi v. acuminatum)*; ferner die Fusarien: *F. merismoides* und *F. avenaceum*. *Lisea buxi* (Fuck.) Sacc. ist wahrscheinlich eine Varietät der *G. baccata* mit vorherrschend 1-septierten Sporen. Gebrüder Tulasne hielten *Tubercularia versicolor* Sacc. und eine *Discella* für Konidienstufen der *N. cicatricum (= N. Desmazierii)*, haben also wohl meist deren kleine 0—1-septierte Konidien beobachtet, während die Fusariumsporen, welche Fuckel bei seiner *Nectria gibbera* sah (Kon. 5—6-sept. 68×8), offenbar fehlten. Fuckel ließ sich durch die Tulasne'schen Angaben verleiten, seine ursprüngliche richtige Ansicht über den Zusammenhang seines Fusariums mit der *Buxus-Nectria* [Symb. S. 677, 1869; 1. Nachtr. S. 21 (S. 309—310) 1871] aufzugeben (2. Nachtr. S. 32, 1873). Das Fusarium zog er zu seiner *Gibbera buxi*. Ebenso Saccardo, der ein *Fusarium buxi* in Mich. I, 300, 1878 zunächst bei *Lisea buxi* (Fuck.) Sacc., syn. *Gibbera buxi* Fuck. aufnennt, den Namen später (Syll. II, 518, 1883) aber durch *F. buxicola* Sacc. ersetzt, wohl deswegen, weil bereits *Fusarium buxi* Sprengel (1827) [jetzt *Chaetodochium buxi* (DC. ex Fr.) Höhn., *Fusidium buxi* Schmidt und *Fusisporium buxi* Fr. bestanden, also in den beiden letzteren Fällen Pilze von Gattungen, deren Vertreter bis auf einige *Fusidien* heute bei *Fusarium*, einzelne auch bei *Verticillium, Clonostachys, Volutella* usw. zu suchen sind. Schließlich findet sich noch der Name *F. Fuckelii* Sacc. (Syll. IV, 695, 1886) als dritte Bezeichnung der Fusariumstufe von *N. Desmazierii*. Durch den Nachweis eines aus Askosporen der letzteren entwickelten Fusariums in Reinkultur wird nun die Fuckelsche Beschreibung (Symb. S. 677) in vollem Umfange bestätigt. Perithezien entstanden in Reinkultur auf Hafermehlagar in 3 Monaten, wenn man von der Schlauchform ausging, bei einem Pilzstamme. *N. Desmazierii* scheint übrigens auch zu den Pilzen zu zählen, die mit anderen zusammenleben, denn die höhere Fruchtform entwickelte sich besonders leicht in Gesellschaft von *Phomopsis vexans* (Sacc. et Syd.) Hart. Von irgendwelcher ökonomischer Bedeutung scheint diese *Nectria* nicht zu sein.

2. *Fusarium expansum* Schlecht. (Abb. 6)

Syn. *Fusidium expansum* (Schl.) Link
Fusarium cirrhosum Höhn.
F. (Fusamen) carpini Schulz. et Sacc.
F. macounii Dearn.
F. socium Sacc.

Stroma, wenn vorhanden, dünn, ausgebreitet, glatt, weißlich bis goldgelb, bald verschwindend, seltener runzelig, bisweilen etwas stilboid. Luftmyzel niederliegend, leicht einsinkend, hell bis schmutzig rosig- oder gelblichweiß, manchmal von zahlreichen, kugeligen, kastanienbraunen Sklerotien von 0,1(0,05—0,12) mm Dicke durchsetzt. Konidien zerstreut, in Ballen, Häufchen, pulverigen oder schleimigen (Sporodochien und Pionnotes) Massen in gewölbter, glatter oder runzeliger Schicht, bisweilen auch in kleinen Säulen vorquellend, hell, rosig bis orangerot. Kleinere breitovale oder ellipsoidische Konidien einzellig 11 ×4,1 (9—15 ×2,5—5) oder 1-septiert 16 ×4,7 (12—25 ×3,5 bis 6) sind im Anfange der Entwicklung zahlreich, später nur spärlich eingestreut (Abb. 6). Größere 3—4-, seltener 5—6-septierte Konidien entweder fast zylindrisch-keulig oder schwach sichelförmig, wenig gekrümmt bis gerade, dorsiventral, im oberen Drittel manchmal etwas dicker als in der Mitte, beidendig verschmälert, am Scheitel oft etwas hakenförmig, Basis mit kegelförmiger Ansatzpapille oder schwach fußzellig:

3-sept. 45 ×4,2 meist 37—53 ×3,3—4,8 (30—64 ×3—6)
4-sept. 61 ×4,5(44—73 ×3,5—7,5)
5-sept. 65 ×5 meist 54—69 ×4—6,1 (50—80 ×3,5—7,5)
6—7-sept. 67 ×5 (50—80 ×4—7)

Echte Chlamydosporen fehlen. Einige kugelige bis birnförmige diesen Dauersporen ähnelnde Gebilde entstanden in Konidien und an Hyphen, ein- bis zweizellig 7,7 (7—9). Der Pilz gehört als Nebenfruchtform zu

Nectria stilbosporae Tul. (Abb. 6)

Perithezien 0,31 ×0,24 (0,25—0,4 ×0,2—0,3) mm groß, dunkelrot (kirschrot), oval, glatt mit gürtelartiger Einschnürung im oberen Drittel, das dadurch kopfartig vortritt und einem am Scheitel das vorgewölbte Ostiolum freilassenden Mündungskegel. Sporen ellipsoidisch, glatt, 1-septiert 13,8 ×5,6 meist 12—16 ×5,4—5,8 (10—19 ×4,7—7) einreihig in 8-sporigen Schläuchen angeordnet (Abb. 6). Paraphysen zwischen den Schläuchen vierzellig. (Tulasne beschreiben die Sporen 1-sept. 10—13 ×6,5—10; die Konidien 5—7-sept. 40—50 ×4—7.) Die einzelnen Isolierungen des Pilzes schwanken etwas in der Sporengröße.

Vorkommen in den Konidienlagern und Schlauchfrucht-Stromaten von *Pseudovalsa macrosperma* auf abgestorbenen Ästen der Hainbuche

(Carpinus betulus), von *Valsa sorbi* auf Eberesche *(Sorbus aucuparia)*, von *Massaria pupula (Steganosporium piriforme)* an Ahorn *(Acer)* u. a. in Europa.

3. *Fusarium sphaeriae* Fuck. (Abb. 6)

Syn. *Fusarium sphaeriae* Fuck. *v. majus* Wr.
Atractium flammeolum Höhn.
Fusarium clematidis Roll. et Fautr.
F. parasiton Fautr. in herb.

Sporodochien unregelmäßig, rundlich bis ausgebreitet, flach oder gewölbt, mit spärlichem oder dickem, zähem, festem, runzeligem Stroma verschiedener Ausdehnung, isabellin, gelb, orangefarbig. Luftmyzel mehr oder minder reichlich vorhanden, leicht einsinkend, oft zu koremiumartigen Büscheln verbunden. Konidien (Abb. 6) zerstreut oder in schleimigen, hellen, rosigen bis orangefarbenen Massen von verzweigten Trägern abgeschnürt, gekrümmt, dorsiventral, beidendig verschmälert, am Scheitel etwas eingeschnürt, manchmal auch keulenförmig verdickt, mit fußzelliger bis abgestumpfter oder abgerundeter Basis, 5(3—7)-, ausnahmsweise 0—2- und 8—11-septiert:
0-sept. 20 ×3,8 (16—22 ×3,5—4); 1-sept. 33 ×4,2 (16—40 ×2,7—6)
3-sept. 58 ×5,3 meist 47—71 ×4,6—7 (40—94 ×4—9),
gequollen bis 10μ dick;
5-sept. 71 ×5,8 meist 57—87 ×5,2—7,6 (50—100 ×4—9)
7-sept. 86 ×6,5 (66—105 ×5,5—8); 9—11-sept. 70—127 ×6—8
Chlamydosporen fehlen. Der Pilz ist die Nebenfruchtform von

Nectria leptosphaeriae Niessl (Abb. 6)

Syn. *Nectria leptosphaeriae* Niessl *v. macrospora* Wr.
N. dacrymycella (Nyl.) Karst.; *Sphaeria dacrymycella* Nyl.
Calonectria dacrymycella Sacc.
N. erythrinella Roum. [non (Nyl.) Tul.] *f. brassicae* Roum. in F. gall. exs.
N. minutissima Rehm
? *Sphaerostilbe flammeola* Höhn.

Perithezien blutrot, kegelig-kugelförmig, oberflächlich, zerstreut, oft mit borstenartigen peridialen Auswüchsen oder vorstehenden Zellgruppen (schuppenartig wie bei *Lepidonectria*), 0,3 ×0,26 (0,28—0,35 × 0,2—0,3) mm. Schläuche keulig, zart, 8-sporig, 75—90 ×9. Sporen ellipsoidisch, nicht spitz, gerade oder etwas gebogen, feinpunktiert, 1-sept. 17 ×5,4 meist 14—25 ×5—7 (12—31 ×4—8), am Septum bisweilen leicht eingeschnürt, hyalin, zweireihig (Abb. 6). Paraphysen zart, dünn, fädig, septiert, 3μ dick. Vorkommen auf Perithezien sowie im Myzel von *Leptosphaeria dolioli* auf dürren Brennesselstengeln *(Urtica dioica)*, auf Kopfkohl *(Brassica oleracea)* mit *Gibberella pulicaris*, auf Waldrebe *(Clematis vitalba)*, Besenginster *(Sarothamnus scoparius)* und Robinie *(Robinia pseudacacia)* mit *Cucurbitaria* oder deren Pyknidenform *Camarosporium*, auf Rüster *(Ulmus campestris)* und Kronwicke *(Coronilla emerus)* mit *Valsaria* vergesellschaftet in Europa.

Beobachtungen: Im Exsikkat, das Fuckel (Fungi rhen. 212) von dem im Rheingau gesammelten Pilze unter dem Namen *Fusarium sphaeriae* herausgab, waren einzelne Perithezien mit durchschnittlich 22,5 × 6, meist 19—25 × 5,8 — 6,5 (15—31 × 5—7) messenden Sporen vorhanden, während die meisten anderen Fundorte in Europa etwas geringere Sporengrößen zeigen. Die Erfahrungen mit Reinkulturen bei Nectrien lehren aber, daß derartige Größenunterschiede in ein- und derselben Isolierung vorkommen können. Die Varietät *N. leptosphaeriae v. macrospora* ist daher eingezogen. *N. leptosphaeriae* ist ebenso wie die vorigen Nectrien kaum von ökonomischer Bedeutung.

4. *Fusarium gigas* Speg. (Abb. 7)

Myzel sehr zart, spinnwebartig, hyalin bis weißrosig oder kaum wahrnehmbar und vergänglich. Hyphen kriechend, unregelmäßig verzweigt, sehr weitläufig septiert, 3—4 μ dick, mit winzigen, einfachen, aufrechten, einsporigen Abzweigungen. Konidien zylindrisch-spindelförmig, schwach gekrümmt, dorsiventral, beidendig verschmälert, mit flaschenhalsartiger Einschnürung am schnabelförmig gekrümmten Scheitel und deutlich fußzelliger Basis, hyalin, 9—12-septiert 100 bis 130 × 10—13 (etwas schmaler, 7—8 μ, beschrieben) (Abb. 7).

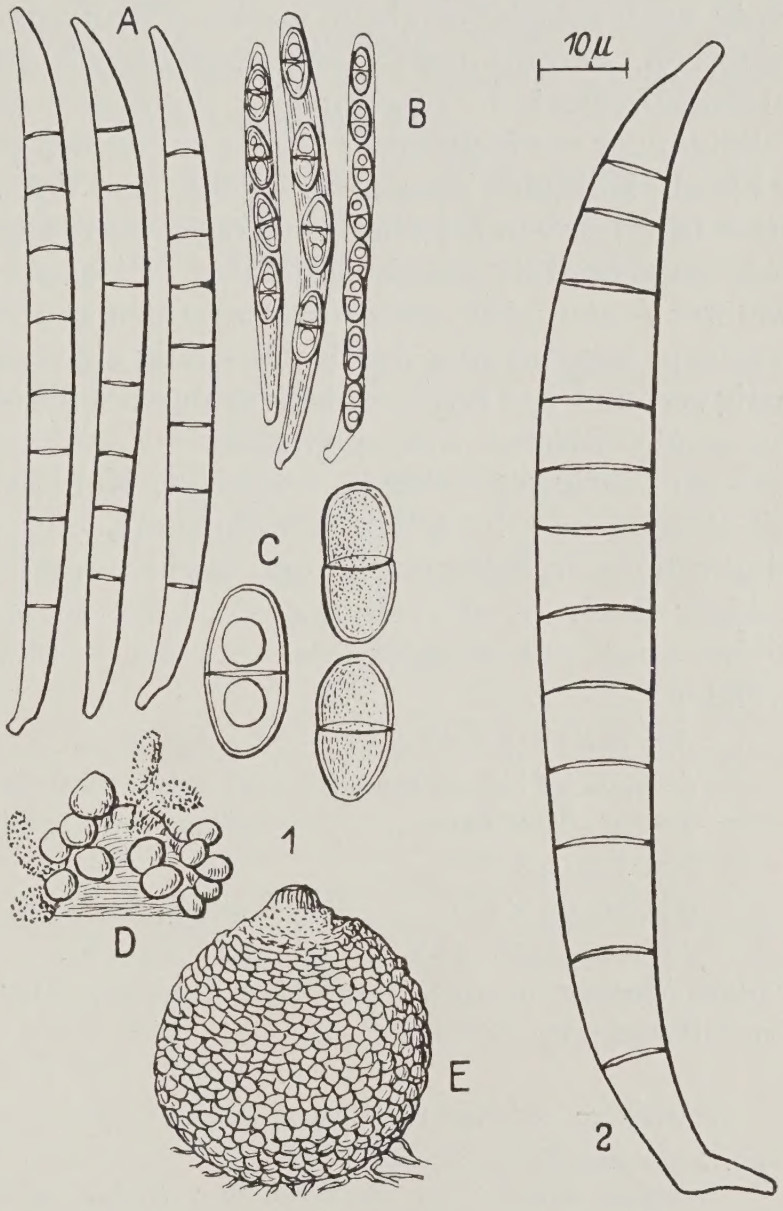

Abb. 7. II. Gruppe *Macroconia*:

1. *Fusarium coccophilum: Nectria (Sphaerostilbe) coccophila.* A. Makrokonidien. B. Asken (×450). C. Askosporen. D. Perithezien und stilboide Sporodochien auf einer Schildlaus. E. Perithezium (×90),
2. *Fusarium gigas*

Vorkommen auf weggeworfenen Bambusschäften *(Bambusa* spec.) zusammen mit einem sterilen Pyrenomyzeten bei Arroyo-Guazù in Argentinien, Südamerika.

5. *Fusarium coccophilum* (Desm.) n. c. (Abb. 7)

Syn. *Microcera coccophila* Desm.; *Tubercularia coccophila* Bon.
M. aurantiicola Petch; M. coccidophtora Petch
Fusarium (Fusisporium) coccinellum (Kalch.) Thüm.
Atractium flammeum Berk. et Rav.; *Stilbum flammeum* Tul.
Fusarium baccharidicola P. Henn; *F. callosporum* Pat.
F. cataleptum Cke. et Harkn.; *F. nectriae-turraeae* P. Henn.
Pionnotes pseudonectria Speg.; *Microcera pluriseptata* Cke. et Mass.

Fruchtlager klein, etwas rasig, kegelförmig-stiftartig, zottig, weißrosig, an der Basis von einem aus Konidienträgern bestehenden Mantel umgeben. Stroma bald winzig, vergänglich, bald mehr oder minder plektenchymatisch, trocken hart, knorpelig werdend, oder aus lose miteinander verflochtenen Hyphen zusammengesetzt, bisweilen auch fehlend. Konidien dementsprechend bald unmittelbar auf dem Substrat lagernd, von kriechenden Traghyphen abgeschnürt, eine orangerote ausgebreitete schleimige Masse *(Pionnotes)* bildend, bald in gewölbter Schicht *(Sporodochium)* auf dicht gedrängt stehenden Trägerbüscheln lagernd oder durch das keulig aufstrebende, aus koremiumartig verbundenen Hyphen bestehende stilboide 0,6—2,5 ×0,25—0,6 mm messende Stroma emporgehoben. Konidienträger unregelmäßig, seltener paarig gegenständig verzweigt. Konidien zylindrisch-spindelig bis sichelförmig, beidendig verschmälert, mit etwas hakig gebogener eingeschnürter Scheitelzelle und kegelstumpflicher bis schwach fußzelliger Basis, 7—9-, selten 4—6-, oder 10—12-septiert, ausnahmsweise auch mit weniger oder undeutlich wahrnehmbaren Scheidewänden:

3-septiert 59 ×4,5 (35—72 ×4—5)
5-sept. 77 ×5,5 meist 73—83 ×4,5—5,6 (50—90 ×4,5—7)
7-sept. 86 ×5,6 „ 76—97 ×4,5—7 (70—112 ×4,5—8, gequollen bis 9 μ)
9-sept. 95 ×5,6 „ 85—104 ×4,5—7 (80—112 ×5—8)
11—12-sept. 117 ×6 (98—142 ×5—8).

Chlamydosporen und Sklerotien fehlen. Der Pilz ist die Nebenfruchtform von

Nectria coccophila (Tul.) n. c. (Abb. 7)

Syn. *Sphaerostilbe coccophila* Tul.
Nectria aurantiicola Berk. et Br.; *Sphaerostilbe aurantiicola* (Berk. et Br.) Petch
Corallomyces aurantiicola (Berk. et Br.) Höhn.
Nectria coccidophthora Zimm.; *Sphaerostilbe coccidophthora* (Zimm.) Petch
N. coccidophthora Zimm. *v. aurantiicola* (Berk. et Br.) Rehm
N. Balansae Speg.; *N. congoensis* Syd.
N. laeticolor Berk. et Curt.; *Sphaerostilbe flammea* Tul.
N. aglaothele Berk. et Curt.; *N. colletiae* Rehm; *N. muscivora* Berk.
N. Passeriniana Cke.; *Nectria coccicida* Speg. (in mspt.)
N. subcoccinea Sacc. et Ell.; *N. subfurfuracea* P. Henn. et E. Nym.
N. turraeae P. Henn.

Perithezien zerstreut oder gesellig auf plektenchymatischem oder flockigem Stroma entstehend, 0,28 × 0,25 (0,2—0,4 × 0,2—0,4) mm, orange- bis dunkelrot, dunkler am Ostiolum, glatt oder etwas rauh, kleiig, fast kugelig bis kegelförmig, napfartig oder seitlich einsinkend. Ostiolum papillenförmig oder kaum vortretend. Asci zylindrisch-keulig, nicht oder kaum fußzellig, 8-, seltener 4-sporig, 70—130 × 6—10 mit meist einreihig angeordneten Sporen. Paraphysen linear, zart, vergänglich. Sporen oval-ellipsoidisch, erst hyalin, dann gelblich-rosig, später dickwandig, feinwarzig, bräunlich, 1-septiert 15 × 7,2 meist 12—18 × 6—8 (9—26 × 4—11) (die größten Ausmaße von Sporen aus 4-sporigen Schläuchen stammend).

Vorkommen insbesondere als Schmarotzer auf Schildläusen *(Cocciden)* in tropischen und subtropischen Ländern, in allen Weltteilen. Von ökonomischer Bedeutung zur Niederhaltung der Schildlausplage (siehe *Citrus*) u. a.

Beobachtungen: Die hier vertretene Auffassung, nach der es sich um einen und denselben Pilz und nicht um mehrere Arten handelt, läßt sich, wie folgt, begründen: Nach Petch, der sich sehr eingehend mit entomogenen Pilzen beschäftigt hat, haben zwar die folgenden drei Cocciden-Parasiten eine einheitliche Konidienform, aber verschiedene Schlauchformen: *Sphaerostilbe aurantiicola* (= *Sph. coccophila* pr. p. = *Nectria aurantiicola*), *Sph. flammea* (= *Sph. coccophila* pr. p. = *Nectria laeticolor*) und *Sph. (Nectria) coccidophthora.* Nach der Originalbeschreibung messen die Askosporen dieser drei angeblichen Arten 1-sept. 15 × 7,5, 13—15 × ? und 17—20 × 7—8; nach Petch messen sie 9—14—15 × 4—6, 12—19 × 5—8 und 13—22 × 7—9. Wollenweber gibt als Mittelgrößen 11,6 × 5,3; 14,8 × 7,3 und 18,5 × 7,5 an. Die absoluten Schwankungen sind 9—15 × 4—7,5; 9—26 × 5—11 und 13—28 × 7—9—12. Bei den verhältnismäßig geringeren Größenangaben für den ersten der drei fraglichen Pilze muß die Tatsache berücksichtigt werden, daß bisweilen unreife Sporen beobachtet worden sind oder spärliche Proben vorlagen, deren Sporen nicht ganz die Größen erreichten, die in der Diagnose von *N. aurantiicola* von Berkeley und Broome angegeben sind. Welche Schwankungen möglich sind, kann man sich leicht an einem Beispiel klarmachen. Bei einem hierhergehörigen *Nectria*-Vertreter von *Citrus-Cocciden* aus Java fanden sich folgende Sporengrößen je nach Reifegrad und je nach Messung von Sporen aus 8- oder 4-sporigen Schläuchen, die etwa im Verhältnis von 60 zu 40% beobachtet wurden:

Sporen aus	unreifen	8-sporigen	Asci	11,9 × 5,5 (9—14 × 5—7),
,,	,, reifen	8-sporigen	,,	15,9 × 7,6 (14—18 × 6,5—9),
,,	,, unreifen	4-sporigen	,,	14,1 × 6,7 (11—17 × 5,5—7),
,,	,, reifen	4-sporigen	,,	21,3 × 7,8 (18—26 × 6,5—10).

Legt man 15,9 × 7,6 als Norm zugrunde, so weisen die Messungen Schwankungen auf, die sich bei unreifen Sporen Größenangaben der kleinsten *Nectria* nähern und mit zunehmender prozentualer Berücksichtigung von reifen Sporen aus 4-sporigen Schläuchen mit den Angaben für *N. coccidophthora* übereinstimmen. Perithezien mit 4-sporigen Schläuchen finden sich auch in Proben der *Citrus-Cocciden-Nectria* aus den Philippinen sowie in solchen auf *Cocciden* von *Turraea Volkensii* vorgefundener Perithezien des Pilzes einer Herkunft vom Kilimandscharo, Afrika *(N. turraeae* P. Henn.*)*. Unterschiede in der Färbung der Perithezien, die orange bis dunkelrot, manchmal auch gelb angegeben wird, sind

kaum von Bedeutung, da das *Nectria*-Rot mit Säure gelb wird, also von der Reaktion des Substrats abhängt. Ferner lehren die Erfahrungen mit Reinkulturen bei Nectrien, daß die Gestalt der Perithezien je nach Wahl der Bedingungen für ihre Entwicklung kugelig, eiförmig oder infolge Streckung des Scheitels kegelförmig, ihr Peridium verschieden dick, glatt oder rauh werden kann. Bei Austrocknung sinken die Perithezien seitlich oder napfartig ein, so daß der Art des Einsinkens auch kaum spezifische Bedeutung beizumessen ist. Ebensowenig wird man wegen der Veränderlichkeit des Stromas bei diesem Pilze ernstlich seine Einordnung in die Gattung *Corallomyces* in Erwägung ziehen, wie es von Höhnel vorgeschlagen hat. Viel näher liegt seine Wiedereinordnung bei *Nectria*, zu der der ganze Formenkreis früher bereits zählte, als entomogener Pilz an der Seite mycogener Vertreter mit ähnlichen Konidienformen der Gruppe Macroconia.

Die Gruppe Spicarioides

Der einzige Vertreter dieser Gruppe, *Fusarium decemcellulare*, hat zweierlei Konidien, nämlich kleine, zarte, ovale, in Ketten oder falschen Köpfchen entwickelte, später im Myzel verstreute, und große, derbhäutige, walzenförmige, mäßig gekrümmte, fußzellige, am Scheitel schnabelartig geformte, von den Enden verzweigter Träger abgeschnürte, meist 5—9-septierte, in Sporodochien oder verfließenden Schleimen heller bis lederbrauner Färbung abgelagerte Konidien. Das Stroma ist goldgelb (durch Zusatz von Ammoniak veilchenblau) und karminrot (durch Salzsäure gelb werdend). Das Luftmyzel ist weiß oder etwas vom Stroma verfärbt. Manchmal entwickeln sich sklerotiale, gewölbte, runzelige bis zackige Knötchen oder Polster, auf denen, — unter günstigen Bedingungen auch in Reinkulturen —, die höhere Fruchtform *Calonectria rigidiuscula* erscheint (Abb. 8).

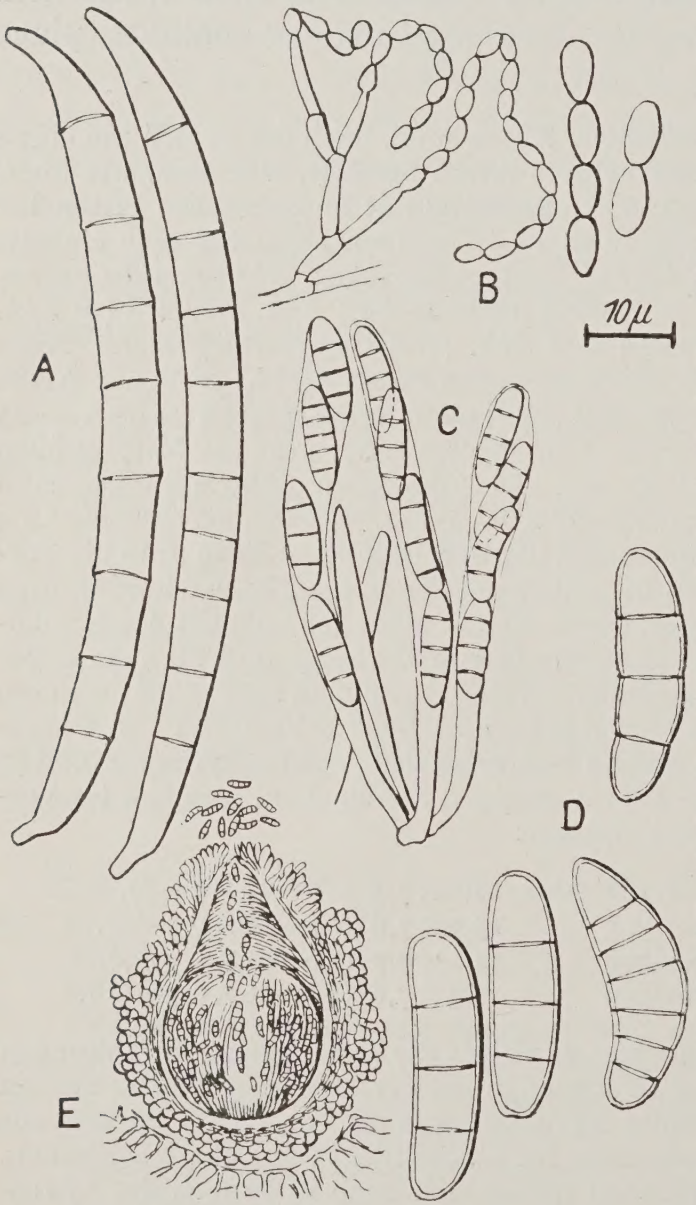

Abb. 8. III. Gruppe *Spicarioides*:
Fusarium decemcellulare: Calonectria rigidiuscula. A. Makrokonidien. B. Mikrokonidienketten aus Luftmyzel (×450 und ×900). C. Asken (×450). D. Askosporen. E. Perithezium im Längsschnitt (×90)

Fusarium decemcellulare Brick (Abb. 8)

Syn. *Spicaria colorans* van Hall-de Jonge
Fusarium spicariae-colorantis (v. Hall-de Jonge) Sacc. et Trott.
F. theobromae Lutz (nec App. et Strk.)

Kleine, zarte, ovale bis ellipsoidische, in Ketten oder falschen Köpfchen angeordnete, ein- bis zweizellige Konidien entstehen an mehr oder minder verzweigten Trägern im Luftmyzel, wo sie als Pulver eingestreut liegen und leicht von dort aus verstäubt werden. Außer diesen der Verbreitung dienenden Sporen kommen größere, walzenförmige, fußzellige, mäßig gekrümmte, am Scheitel schnabelartig geformte, große 5—9- seltener 3—4- oder 10—12-septierte Konidien vor:

0-sept. 7,8 ×3,6 meist 7—9 ×3—4 (5—11 ×2—4,5)
1-sept. 14 ×4 „ 12—20 ×4—4,5 (10—28 ×2—5)
3-sept. 34 ×4,9 „ 25—42 ×4,5—5,5 (20—67 ×3,5—6)
5-sept. 58 ×5,8 „ 53—64 ×4,7—6,5 (42—72 ×4,5—8)
7-sept. 72 ×6,2 „ 58—78 ×5—7,7 (60—95 ×4,5—8)
9-sept. 85 ×6,5 „ 75—97 ×5—8 (68—114 ×4,5—8,5)
11-sept. 94 ×6,6 „ 80—111 ×5,3—7,5 (75—131 ×5—9)
12—13-sept. vereinzelt 90—130 ×6—9

Konidien in Sporodochien in gewölbter Schicht, oft auch stiftartig vorquellend oder zu Pionnotes-ähnlichen Schleimen verfließend, in Masse weißlich, sahnefarbig, bräunlichweiß oder ockerfarbig. Stroma goldgelb und karminrot, von hellem oder schwach gefärbtem Luftmyzel bedeckt, ausgebreitet, unten dicht, plektenchymatisch stellenweise sklerotial vorbrechend und gewölbte, runzelige oder zackige (stilboide) knorpelige Knötchen bildend, auf denen später die höhere Fruchtform erscheint, nämlich

Calonectria rigidiuscula (Berk. et Brme.) Sacc. (Abb. 8)

Syn. *Nectria rigidiuscula* Berk. et Brme.; *Calonectria eburnea* Rehm; *C. sulcata* Starb.; *C. meliae* Zimm.; *C. cremea* Zimm.; *C. hibiscicola* P. Henn.; *C. flavida* Mass. [non (Cda.) Sacc.]; *C. squamulosa* Rehm; *C. tetraspora* (Seav.) Sacc. et Trott.; *Scoleconectria tetraspora* Seav.

Perithezien zerstreut oder gesellig, oval-kegelförmig, sahnefarbig, trocken lederbraun, selten vom Stroma aus gerötet, außen schuppig, 0,36 ×0,28 (0,27—0,6 ×0,18—0,4) mm. Schläuche 4-, selten 2- oder 8-sporig. Sporen (Abb. 8) spindelförmig, leicht gekrümmt, beidendig abgestumpft-kegelförmig, mit undeutlicher Streifung, in Masse bräunlich-weiß, 3-, selten 4—6-, vereinzelt 1—2- oder 7-septiert:

Sporen 1-sept. 15 ×7,2 (13—18 ×6—9), 3-sept. 25 ×7 meist 19—29 ×5,5—7,5 (18—37 ×5—9); größere in 2-sporigen Schläuchen 28 ×7,6 (23—38 ×7—9), 7-sept. 25—45 ×7—9).

Stroma knorpelig oder flach, hell, goldgelb oder braun, bisweilen verschwindend. Myzel erst flockig, weißlich oder rosig, dann eintrocknend und vergehend. Konidienform siehe unter *Fusarium decemcellulare*.

Vorkommen auf dürren Zweigen oder absterbenden, faulenden Stengeln, Früchten und dgl. besonders in tropischen und subtropischen Gebieten Amerikas, Asiens und Afrikas auf *Theobroma cacao* häufig *Phytophthora palmivora* folgend, auf *Hibiscus, Melia, Anona, Ficus pseudopalma, Sporobolus indicus,* auf letzterem Grase mit *Epichloë Zahlbruckneriana* und *Fusarium ciliatum (Calonectria decora)* soziert; im Humus usw., wahrscheinlich durchweg saprophytisch lebend.

Die Gruppe Submicrocera

Die Vertreter dieser Gruppe (z. B. *F. ciliatum*) besiedeln dürre Äste und leben häufig als Schmarotzer auf anderen Pilzen *(Sphaeriaceales, Hypocreaceales)* oder finden sich auf dem Thallus an Bäumen haftender Flechten *(Lichenes).* Ihre pfriemenförmigen, schlanken, dünnen, beidendig spitzigen, niemals fußzelligen, undeutlich septierten Konidien entstehen, wie Beobachtungen nach Naturmaterial und nach Reinkulturen lehren, in rötlichen Schleimballen auf watteähnlich lockeren Myzeltuffs oder auf stilboidem Stroma. Letzteres erreicht eine Höhe von 2 mm und besteht aus einem von locker miteinander verbundenen oder koremiumartig verflochtenen Hyphen gebildeten, außen wie mit Mehl bestäubt aussehenden weißlichen, weichen Stiel, der sich oben manchmal wulstig verdickt und kugelige, miteinander verwachsene Plektenchymballen trägt, von deren freier Oberfläche die Konidienträger in dichten Büscheln ausstrahlen. Diese schnüren in großer Zahl Konidien ab, die sich in Tröpfchen oder Schleimkugeln von orangeroter Färbung sammeln und trocken als harzartige, ziegelrote Kruste haften bleiben. Chlamydosporen fehlen. Nur 2 Arten sind bekannt, das als Typus geltende *Fusarium ciliatum* Lk., dessen Schlauchform *Calonectria decora* (Wallr.) Sacc. ist, und *F. cerasi* Roll. et Ferry mit etwas kleineren, blasseren, krummeren Konidien (Abb. 9).

1. *Fusarium ciliatum* Lk. (Abb. 9)

Syn. *Atractium ciliatum* Lk. pr. p. [non syn. *Tubercularia ciliata* Alb. et Schw., quod est *Volutella ciliata* (Alb. et Schw.) Fr.]; *Microcera ciliata* (Lk.) Wr. *Fusarium ciliatum* Lk. v. *majus* Wr.; *F. parasiticum* West.; *F. peltigerae* West.
F. scolecoides Sacc. et Ell.; *F. elongatum* Cke.
F. filisporum (Cke.) Sacc.; *Fusisporium filisporum* Cke.
Microcera massariae Sacc.

Konidien (Abb. 9) pfriemenförmig, schmal, länglich, zart, gerade oder gekrümmt, in Masse fleischfarben bis orangerot, im Alter verblassend, bei harzartiger Eintrocknung auch dunkler, ziegelrot werdend, meist 5(3—7)-, seltener mehr- (bis 10)- oder weniger septiert: 5-septiert 50—90 × 1,9—2,5—3. Konidien auf flockigen, lockeren Myzeltuffs als Schleimballen abgelagert oder auf büschelig bis koremiumartig emporragendem, stilboidem Stroma abgeschnürt. Die Ko-

nidienträger sind einfach oder verzweigt und entwickeln sich im Luftmyzel oder auf wulstigen, aus miteinander verwachsenen kugeligen Plectenchymballen bestehenden Verdickungen am Scheitel des gestielten Stromas in dichten Büscheln. Chlamydosporen fehlen. Als Schlauchform des Pilzes gilt:

Calonectria decora (Wallr.) Sacc. (Abb. 9)

Syn. *Sphaeria decora* Wallr.; *Nectria decora* (Wallr.) Fuck.
Nectria massariae Pass. in herb.; *Calonectria massariae* (Pass.) Sacc.
Calonectria Dearnessii Ell. et Ev.
C. diminuta (Berk.) Berl. et Vogl.
Nectria diploa Berk. et Curt. v. *diminuta* Berk.
Creonectria diploa Seav. non Berk. et Curt.
Calonectria agnina (Rob.) Sacc.; *C. pyrrochlora* Sacc.

Perithezien mit weißlichem bis rosigweißem Hyphenfilz bedeckt, eiförmig 0,24 × 0,20 (0,2—0,27 × 0,15—0,24) mm, weichfleischig, licht orange- bis wachsfarbig, später verblassend, mit dunklerer, ein deutlich orangerotes, radialfaseriges Ostiolum freilassender 70 μ breiter Papille, in kleinen Rasen auf hellem, dünnem, aus zartwandigen Hyphen gebildetem, flachem, sitzendem Stroma. Schläuche keulenförmig (70—95 × 12—18), 8-sporig, sitzend (Abb. 9). Sporen undeutlich zweireihig im Ascus angeordnet, hyalin, länglich ellipsoidisch, beidendig etwas verschmälert, gerade oder leicht gekrümmt, anfangs glatt, dann schwach angerauht, 1—3-septiert 23 × 5,5 (16—35 × 5—8). Paraphysen fädig, verschleimend. Konidien siehe unter *Fusarium ciliatum*. Vorkommen in Rindenrissen, auf morschen Ästen von Laubbäumen *Acer, Alnus, Ulmus, Fraxinus, Robinia,* häufig auf anderen Pilzen, auf *Acer* und *Ulmus* z. B. aus den Mündungsöffnungen von *Massaria inquinans* herauswachsend, aber auch als Bewohner von Flechten *(Peltigera)* auf verschiedenen der genannten Laubbäume, in Europa und Nordamerika.

2. *Fusarium cerasi* Roll. et Ferry (Abb. 9)

Syn. *Fusarium ciliatum* Lk. v. *episphaericum* (Sacc. s. sp.) Wr. (non *Fusisporium episphaericum* Cke. et Ell. quod est *Fusarium lateritium N.*)

Sporodochien fest, weißlich, vorbrechend auf je nach Vorkommen mehr oder minder stiftartig vorragendem, stilboidem oder auch ausgebreitetem Stroma. Hyphen dicht zusammengepreßt, verzweigt. Konidien pfriemenförmig, schmal, spitzig endend, meist ziemlich stark elliptisch bis parabolisch gekrümmt, 3(1—5)-septiert: 3-septiert 41 × 2,1 (35—50 × 1,8—2,5—3); 5-septiert 47 × 2,5. Vorkommen auf toten Ästen von *Prunus cerasus, Cerasophora, Alnus* sowie auf *Corylus avellana* als Schmarotzer auf *Cryptospora anomala,* in Europa und Nordamerika. Die Konidien sind in Masse erst hell, isabellin, im Alter häufig durch Farbentöne der Unterlage nachdunkelnd.

Die Gruppe Pseudomicrocera

Diese kleine, an die vorige sich eng anschließende Gruppe hat als Typus einen auf Schildläusen lebenden Schmarotzerpilz, nämlich *Fusarium juruanum*, die Nebenfruchtform von *Calonectria diploa* (Abb. 9). Die Fruchtlager sind flach, rasenartig oder aufsteigend, gewölbt bis kegelförmig mit ovaler, zylindrischer, plektenchymatischer oder locker verflochtener unregelmäßiger Basis, umsäumt von einer scheibenartigen Schicht aus Konidienträgern, die unten büschelig vereinigt stehen und oben langfaserig ausstrahlen. Konidien länglich pfriemen-, sichelförmig oder zylindrisch-spindelförmig, gerade oder gekrümmt, an der Basis abgestutzt bis mehr oder minder fußförmig, septiert, in Masse orangefarben. Konidienträger wenig, bisweilen schraubelartig verzweigt. Sklerotien und Chlamydosporen fehlen.

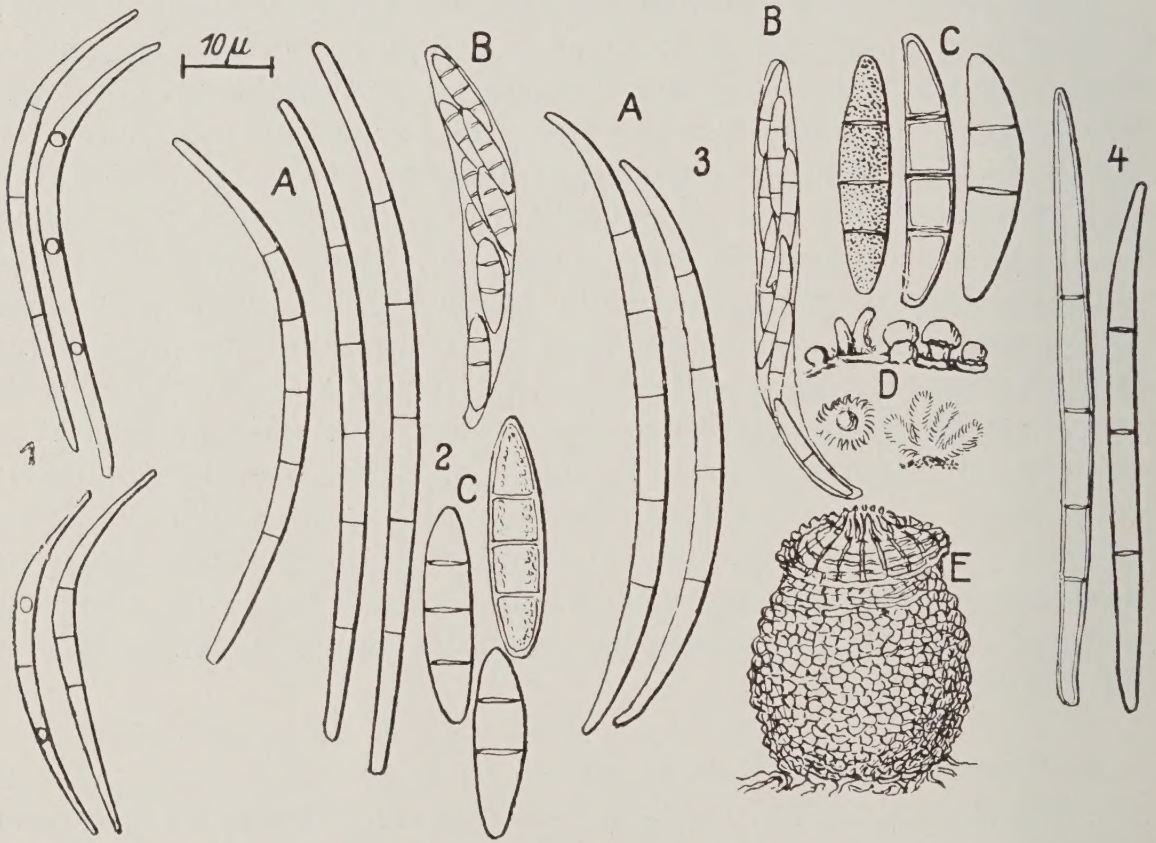

Abb. 9. IV. und V. Gruppe: *Submicrocera* und *Pseudomicrocera*:
Submicrocera: 1. *Fusarium cerasi.* 2. *F. ciliatum*: *Calonectria decora.* A. Makrokonidien. B. Askus (×450). C. Askosporen
Pseudomicrocera: 3. *Fusarium juruanum: Calonectria diploa.* A. Makrokonidien. B. Askus (×450). C. Askosporen. D. Stilboide Sporodochien (oben), Myzellager mit Konidienballen in der Mitte (unten links) und stilboide Stromata aus Luftmyzelflocken (unten rechts). E. Perithezium (×90). 4. *F. orthoconium*

Schlüssel zur Bestimmung der *Pseudomicrocera*-Fusarien

Konidien pfriemenförmig, gekrümmt 3—5-sept. 66—76 × 3,5—3,8 *F. juruanum*
Perithezien rot 0,3 × 0,24 mm; Sporen 1—3-sept. 26 × 5,6 *Calonectria diploa*
Konidien fast gerade, zylindrisch-spindelförmig, 3—4(5)-septiert 42—58 × 3,5—4 *F. orthoconium*

1. *Fusarium juruanum* P. Henn. (Abb. 9)

Syn. *Fusarium coccidicola* P. Henn.; *Microcera Fujikuroi* Miy. et Saw.
Aschersonia Henningsii Koord.; *Microcera Henningsii* (Koord.) Petch
Pseudomicrocera Henningsii (Koord). Petch
Ps. Henningsii (Koord.) *v. longispora* Petch
Fusarium pentaclethrae P. Henn.; *Microcera Merrillii* Sydow
? *Fusarium derridis* P. Henn.

Fruchtlager flach, rasenartig ausgebreitet oder aufsteigend, gewölbt bis kegelförmig mit ovaler, zylindrischer, plektenchymatischer, knorpeliger aufwärts durch koremiumartig verbundene Hyphen verlängerter Basis, unten orange bis scharlachrot, bisweilen karminrot, mehr oder minder bedeckt mit flockigem weißrosigem Luftmyzel. Konidienträger zerstreut oder in Büscheln ausstrahlend, wenig, bisweilen schraubelartig verzweigt. Konidien zerstreut oder in Schleimen sporodochialer oder pionnotaler Lagerung je nach Ausbildung des Stromas, in Masse orangerot, ausgereift 3—5-, selten 6-septiert, pfriemenförmig, länglich, sichelförmig gekrümmt, beidendig allmählich spitzer werdend, an der Basis abgestutzt, eingeschnürt, selten schwach fußzellig, 3-sept. 66×3,5 (40—73×2,5—4); 4-sept. 72×3,8 (54—83 ×2,7—4,5), 5-sept. 76×3,8 (66—105—121×3—4,5). Einzelne Isolierungen haben mehr 3—4-, andere mehr 5-septierte Konidien, doch haben die gleichseptierten Konidien einen übereinstimmenden Schwankungsbereich (Abb. 9). Die Schlauchform ist

Calonectria diploa (Berk. et Curt.) Wr. (Abb. 9)

Syn. *Nectria diploa* Berk. et Curt.; *N. coccorum* Speg.; ? *N. coccogena* Speg.
N. oidioides Speg. *myrticola* Rehm
Coccidophthora variabilis H. et P. Syd. pr. p.
? *Nectria coccophila* Nomura; ? *N. variabilis* Hara

Perithezien zerstreut oder gesellig, kugelig bis faßförmig, mit vortretendem abgeflachten Mündungskegel, kleiig oder fast glatt, orange (mit Säure gelb werdend), mit dunkelrotem Ostiolum, 0,3×0,24 mm. Schläuche 8- oder 4-sporig, undeutlich zweireihig (Abb. 9). Sporen spindel- oder keilförmig, leicht eingekrümmt, 1—3-septiert, unscheinbar rauh, 26×5,6 meist 24—28×5,3—6 (20—31×4,5—8) [nach Originalbeschreibung der *Nectria diploa* Berk. et Curt. 25—30 ×8,5; nach Petch 16—32×6—9]. Stroma plektenchymatisch, ausgebreitet, knorpelig, runzelig, tuberkular, auch koremiumartig aufsteigend (stilboid), anfangs mit weißrosigen Luftmyzelflocken bedeckt, später mehr oder minder vorbrechend und Perithezien tragend. Konidien zerstreut oder in Ballen, je nach Ausbildung des Stromas auch sporodochial bis pionnotal in tuberkularen, sitzenden oder stilboiden Sporodochien, in Masse orangefarbig, 3—5-septiert (bei verzögerter Keimung bisweilen 16—26-septiert): 3-sept. 66×3,5; 4-sept. 72×3,8; 5-sept. 76×3,8.

Vorkommen meist auf Cocciden (siehe S. 170) an lebenden Blättern

und Zweigen von Bäumen und anderen Pfanzen, besonders auf *Citrus* [oft zusammen mit *Nectria (Sphaerostilbe) coccophila*] u. a. von ökonomischer Bedeutung zur Niederhaltung der Schildlausplage (siehe *Citrus*), häufig in warmen Ländern aller Weltteile außer Europas.

2. *Fusarium orthoconium* Wr. (Abb. 9)

Syn. *Microcera orthospora* Syd. (Ann. myc. 22: 317, 1924)

Sporodochien aus Rindenrissen vorbrechend, von verschiedener Größe, hart, dick, meist 2—8 mm im Durchmesser, kräftig lachsfarbig oder orangerot, mit 2 mm dicker pulveriger, etwas gewunden-lappiger Oberflächenschicht. Sterile Hyphen gestreckt, zylindrisch-fädig bis 200×2—4, hyalin, durchlaufend, derbhäutig, einfach oder spärlich verzweigt. Konidienträger meist kurz, 15—40×1—1,5, verzweigt. Konidien zylindrisch-spindelförmig, beidendig verschmälert, undeutlich 3—4(3—5)-septiert 42—58×3,5—4, nicht eingeschnürt, Scheitelzelle spitzkegelig, Scheitel abgerundet, an der Basis verschmälert, kegelstumpfförmig, gestutzt, hyalin, gerade oder leicht gekrümmt (Abb. 9).

Vorkommen auf lebender Rinde von *Nothofagus*, York Bay, Wellington, Neu-Seeland (leg. Atkinson, März 1920).

Die Gruppe Arachnites

Pilze mit verhältnismäßig kleinen, 1—3-septierten, etwa 9—25 ×2—5 messenden, gekrümmten, nicht fußzelligen Konidien. Sie entstehen in lockerem, langfaserigem Luftmyzel, in blassen oder farbigen Myzelrasen, zerstreut, in Ballen, seltener in Sporodochien und Pionnotes, dann in Schleimen von orangeroter, bei harzartiger Eintrocknung dunklerer (ziegelrot bis zimmtbraun werdender) Färbung. Im Luftmyzel eingestreute Konidienpulver sind heller, rosigweiß. Stroma zart, spärlich oder plektenchymatisch, lederig-gallertig, ausgedehnt, glatt oder runzelig, seltener sklerotiale Knötchen bildend. Chlamydosporen fehlen. Die Schlauchform des *Fusarium nivale* ist *Calonectria graminicola*, die von *F. nivale v. majus* ist *C. graminicola v. neglecta* (Abb. 10). Die Schlauchformen von *F. Kühnii* und *F. larvarum* sind unbekannt. Von *Calonectria leucorrhodina* (Mont.) Speg. *v. minor* Speg., die wie *Fusarium larvarum* auf lebenden Blättern einer *Aurantiacee* vorkommt, sind die Konidien noch nicht bekannt, so daß die Frage, ob es sich hier um die Askusform des *F. larvarum* handelt, noch nicht geklärt ist.

Schlüssel zur Bestimmung der *Arachnites*-Fusarien

Konidien winzig, spärlich septiert: 1-sept. 9× 2,2	*Fusarium Kühnii*
Konidien mehr oder minder 1—3-sept. 13—25× 2,8—5	
Auf Schildläusen, Käfern, Larven lebend (entomogen)	
Konidien 1—3-sept.: 1: 16× 3,2; 3: 22× 3,3	*F. larvarum*

Auf Gramineen als Schneeschimmelerreger lebend

Konidien 1—3-sept.: 1: 16× 2,8; 3: 23× 3 — *F. nivale* (*Calonectria graminicola*)

Konidien 3(1—7)-sept.: 1: 13,5×4,4; 3: 26× 5,3; 5: 28× 5,4; 6—7: 29× 5,8 — *F. nivale v. majus* (*C. graminicola v. neglecta*)

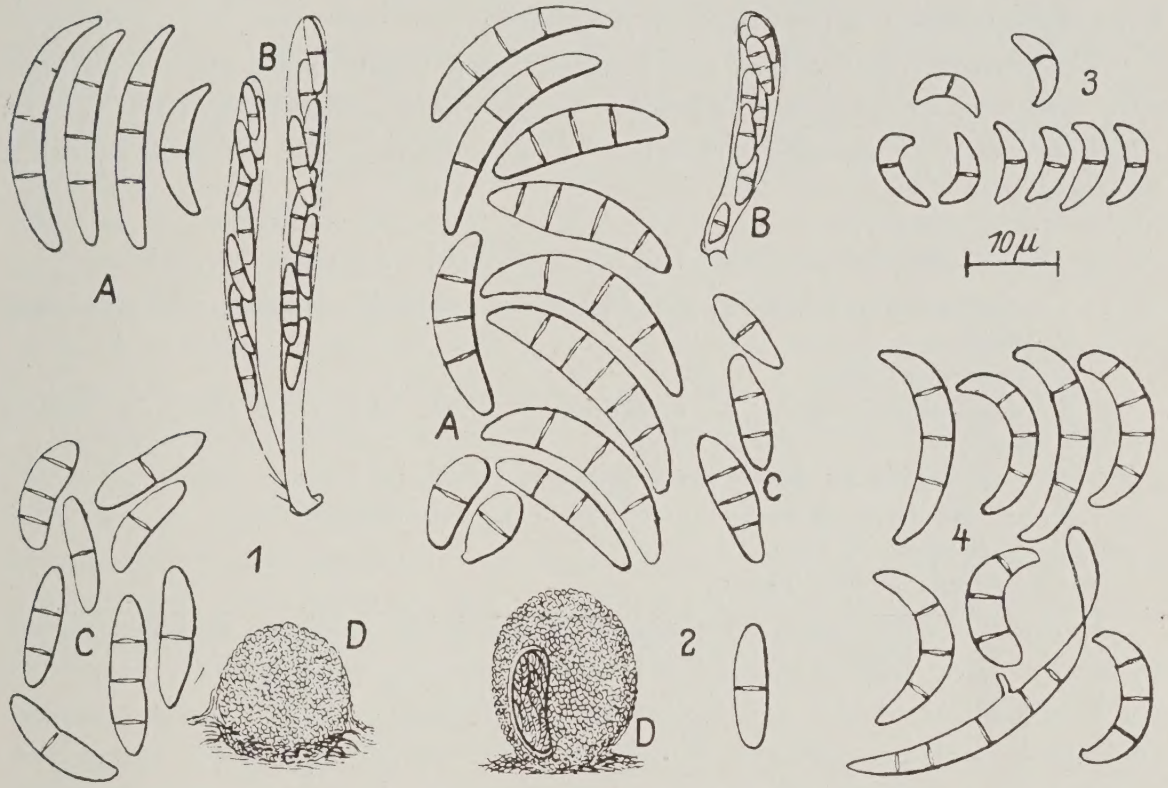

Abb. 10. VI. Gruppe Arachnites:

1. *Fusarium nivale: Calonectria graminicola.* A. Konidien. B. Asken (×450). C. Askosporen. D. Perithezium (×90)
2. *Fusarium nivale v. majus: Calonectria graminicola v. neglecta.* A. Konidien. B. Askus (×450). C. Askosporen. D. Perithezium (×90) (nach Krampe)
3. *Fusarium Kühnii.* 4. *F. larvarum*

1. *Fusarium Kühnii* (Fuck.) Sacc. (Abb. 10)

Syn. *Fusisporium Kühnii* Fuck.

Myzel hell, spinnwebartig, ausstrahlend, aus zarten, verzweigten, septierten, vergänglichen Hyphen und den in etwas dichtere Hyphenflocken eingestreuten mehr oder minder halbmondförmigen, meist 1-septierten 9×2,2 meist 8—10×2—2,6 (7—12×1,5—3,5) messenden Konidien bestehend (Abb. 10). Vorkommen besonders auf der Stammrinde lebender Bäume (z. B. *Acer, Aesculus, Populus, Ulmus*), Flechten und Moosen auflagernd, häufig mit *Corticium (Sclerotium) centrifugum* (Lév.) Bres. soziert, in Europa.

2. *Fusarium larvarum* Fuck. (Abb. 10)

Syn. *Fusarium acremoniopsis* Vinc.; *Fusarium aspidioti* Saw.
F. cryptum McAlp.; *F. epicoccum* McAlp.; *F. laboulbeniae* Cep.
Microcera curta Sacc.; *M. parlatoriae* Trab.; *M. Tonduzii* Pat.
? *Fusarium meliolicolum* Stev.

Sporodochien punktförmig, rundlich, gewölbt, hellrot, von einem hellen, flockig-faserigen Luftmyzelkranz umgeben. Konidien spindelig-zylindrisch, wurstförmig, beidendig, besonders am Scheitel gekrümmt, nicht fußzellig, in Masse orangefarben, 1—3-septiert: 1-sept. 16×3,2 (15—21×2,5—3,5; gequollen bis 5 dick); 3-sept. 22×3,3 meist 18—28×3,1—3,6 (14—32×2,7—4,5), einzelne 4—5-sept. ca. 30×4. Chlamydosporen und Sklerotien fehlen.

Vorkommen besonders auf Schildläusen (siehe Seite 169—170), oft mit anderen entomogenen Pilzen vergesellschaftet, z. B. mit *Nectria (Sphaerostilbe) coccophila* [siehe *Citrus*], ferner auf Käfern in allen Weltteilen.

3. *Fusarium nivale* (Fr.) Ces. (Abb. 10)

Syn. *Lanosa nivalis* Fries pr. p.; *Fusarium hibernans* Lindau; *F. minimum* Fuck.
F. loliaceum Duc.
F. miniatulum Sacc.; *F. miniatum* Prill. et Del. [non (Berk. et Curt.) Sacc.]
F. oxysporum Klotzsch (non Schlecht.)
F. secalis Jacz. (non Fée); *F. tritici* (Liebm.?) Eriks.
F. ustilaginis Rostr.
? *Chionyphe nitens* Thien.

Konidien dem spinnwebartigen, hellen bis rosigen, langfaserigen, lockeren oder büscheligen Luftmyzel pulverig eingestreut, bisweilen auch in Ballen oder ausgebreiteten, schleimigen, rosigen, lachs-orangefarbenen, bei harzartiger Eintrocknung nachdunkelnden (ziegelrot, zimtbraun), bei anhaltend feuchter Lagerung verblassenden (isabellin), oder, pulverig trocken, aufhellenden, rosigweißen Massen, normal spindelig-sichelförmig, gekrümmt, beidendig verschmälert und kegelstumpflich bis abgerundet, nicht fußzellig, selten an der Basis etwas eingeschnürt, 1—3-septiert, vereinzelt 4—7-septiert, mit eingestreuten einzelligen Formen untermischt:

0-sept. 9,6×2,4 meist 8—12×2—2,8 (5—18×2—4)
1-sept. 16×2,8 „ 13—18×2,4—3 (9—23×2,2—4,5)
3-sept. 23×3 „ 19—27×2,8—3,8 (13—36×2,3—4,5)
4—7-sept. 23×3 (19—30×2,5—4)

Chlamydosporen und Sklerotien fehlen. Stroma zart, dünn, vergänglich, oder plektenchymatisch, runzelig, hell, isabellin, rosig, orange- bis ziegelrot, später lederbraun. Erreger von Schneeschimmel auf Gramineen. Nebenfruchtform von

4. *Calonectria graminicola* (Berk. et Brme.) Wr. (Abb. 10)

Syn. *Nectria graminicola* Berk. et Brme.
Calonectria nivalis Schaffnit

Perithezien erst immers angelegt, dann auf runzeligem, tuberkularem Stroma haftend einzeln oder gesellig, zwiebelförmig bis oval, 0,16, meist 1,125—0,2 (0,08—0,3) mm dick, mit zartem aus drei mit-

einander plektenchymatisch verwachsenen Zellschichten entwickeltem Peridium. Sporen ein- oder undeutlich zweireihig zu 8 Stück in länglichen Schläuchen entstehend, spindelförmig, gerade oder gekrümmt, glatt, 1—3-septiert: 15,2×3,2 meist 13—18×3—3,4 (10—20×2—4). Konidienform siehe unter *Fusarium nivale* (Abb. 10).

Vorkommen als Erreger von Schneeschimmel und anderen Beschädigungen auf Gramineen, besonders auf Getreide, aber auch auf Rasenplätzen, Sportwiesen, Futterweiden, Blätter, Halme, Cariopsen und Körner befallend, auf lebenden Organen sowie saprophytisch auf totem Gewebe, mehr oder minder häufig auf folgenden Gräsern: *Agrostis, Avena, Dactylis, Deschampsia, Holcus, Hordeum, Lolium, Phleum, Phragmites, Poa, Secale* und *Triticum*, auf *Phragmites* manchmal mit Brand *(Ustilago grandis)* vergesellschaftet, weit verbreitet in Europa, ferner auch in Nordamerika und Australien vertreten.

5. *Fusarium nivale* (Fr.) Ces. *v. majus* Wr., Nebenfruchtform von *Calonectria graminicola* (Berk. et Brme.) Wr. *v. neglecta* Krampe.

Konidien in Sporodochien oder dünner Pionnotes rosiger bis lachsroter Färbung, spindelig-sichelförmig, beidendig, besonders nach dem Scheitel zu verschmälert, nicht fußzellig, mit zarter Hülle, 3 (1—7)-, vereinzelt 8—10-septiert, mit einzelligen Formen nur gelegentlich untermischt, von kurzen, dicht gedrängt stehenden, wiederholt in bis dreigliedrigen Wirteln verästelten Trägern abgeschnürt (Abb. 10):

3-sept. 26×5,3 (19—35×3,5—6,3)
5-sept. 28×5,4 (24—37×4,5—7,5)
6—7-sept. 29×5,8 (24—36×4,75—6,75)
1-sept. 13,5×4,4 (14—28×4—7,5)

Chlamydosporen und Sklerotien fehlen. Perithezien auf runzeligem, bisweilen tuberkular vorbrechendem Stroma zahlreich, seltener einzeln entstehend, 0,23×0,17 (0,19—0,3×0,11—0,22) mm dick, zwiebel- oder eiförmig, kastanienbraun, später nachdunkelnd. Peridium aus drei miteinander plektenchymatisch verwachsenen Zellschichten entwickelt, weich. Sporen zu 8 Stück einreihig oder unregelmäßig in länglichen, hyalinen Schläuchen angeordnet, spindelig, kaum gekrümmt, 1—3-septiert 14,2×3,3, meist 13,5—14,8×3,25—3,5 (9,5—17×2, 75—3,75), durch Quellung bei feuchter Entwicklung bis 4,5 μ dick, hyalin, in Ballen isabellin bis bräunlich.

Vorkommen an der Basis fußkranker Weizenpflanzen *(Triticum vulgare)*, in der Schweiz und in Deutschland verhältnismäßig selten beobachtet. Nach den bisherigen Versuchen (Krampes) nicht als Weizenschädiger auftretend, aber Gerste und Roggen angreifend.

Die Gruppe Sporotrichiella

Fusarien dieser kleinen Gruppe haben verschiedenartige Konidienformen, Mikro- und Makrokonidien, außerdem Chlamydosporen und bisweilen sklerotiale Plektenchyme. Die Mikrokonidien sind ein- bis

zweizellig, kugelig-oval, zitronen- bis birnförmig sowie auch spindelig-ellipsoidisch. Makrokonidien finden sich bei den kleineren Arten, *F. poae* und *F. chlamydosporum*, nur spärlich eingestreut als Sichelsporen vor. Bei den übrigen Arten, *F. tricinctum* und *F. sporotrichioides*, kommen mehr oder minder häufig auch Sporodochien und Pionnotes vor. Chlamydosporen sind meist reichlich vorhanden. Im Gegensatz dazu fehlen sie bei den „*Roseum*"-Fusarien, deren Sichelsporen sonst eine gewisse Ähnlichkeit mit denen höher entwickelter sporodochialer Vertreter von *Sporotrichiella* haben. Im Farbenbilde des Stromas (bei typischen Vertretern karmin-purpurrot, ockergelb, bei Zusatz von Ammoniak violett werdend) ähneln sich die verglichenen Gruppen ebenfalls. Von *Arthrosporiella* weichen die nicht sporodochialen Pilze der Gruppe *Sporotrichiella* durch das Vorhandensein kugeliger Mikrokonidien ab, die übrigen aber durch das Vorkommen sporodochialer und pionnotaler Sporenlager. Eine Schlauchform hat sich bisher nicht nachweisen lassen.

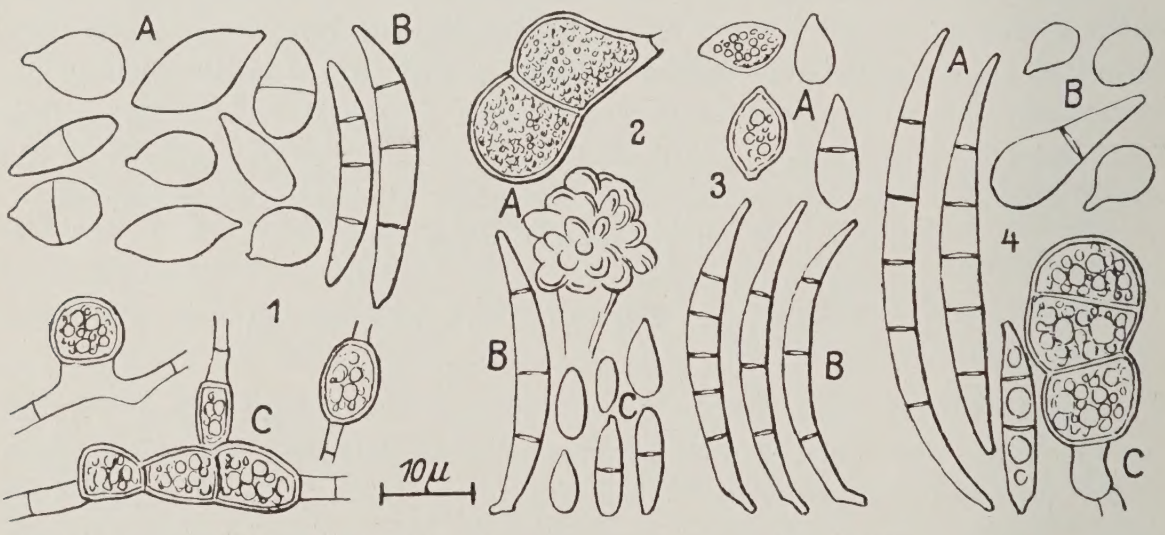

Abb. 11. VII. Gruppe *Sporotrichiella*:

1. *Fusarium poae*. A. Mikrokonidien, Sporotrichum-Stufe. B. Makrokonidien. C. Chlamydosporen
2. *Fusarium chlamydosporum*. A. Chlamydosporen. B. Makrokonidie. C. Mikrokonidien
3. *Fusarium tricinctum*. A. Mikrokonidien. B. Makrokonidien
4. *Fusarium sporotrichioides*. A. Makrokonidien. B. Mikrokonidien. C. Chlamydosporen

Schlüssel zur Bestimmung der *Sporotrichiella*-Fusarien

Sporodochien und Pionnotes fehlen
- Mikrokonidien typisch kugelig-zitronenförmig, 5—6 μ dick
- Konidien 0-sept. 8× 5,4; 1-sept. 13× 5,8; 3-sept. 27× 4,2 — *F. poae*
- Mikrokonidien typisch nicht kugelig-zitronenförmig, sondern spindelig-ellipsoidisch, 3—4 μ dick. Konidien 0-sept. 7× 3,25; 1-sept. 13× 3,5; 3-sept. 29× 4 — *F. chlamydosporum*

Sporodochien und Pionnotes mehr oder minder gut entwickelt:
- Sporodochien und Pionnotes reichlich vorhanden
  - Sichelsporen 3(4—5)-sept.: 3: 33× 3,4; 5: 47× 3,7 — *F. tricinctum*

Sichelsporen 3—5(6—10)-sept.: 3: 30× 3,8; 5: 48 × 4,0; Quinqueseptaten etwa 12 bis 13 mal so lang als dick — *F. sporotrichioides*

Sporodochien und Pionnotes verhältnismäßig spärlich entwickelt. Sichelsporen 3-sept. 28× 4,4; 5-sept. 36 × 5,2;
Quinqueseptaten etwa 7 mal so lang als dick. Stroma nicht karminrot gefärbt — *F. sporotrichioides v. minus*

1. *Fusarium poae* (Pk.) Wr. (Abb. 11)

Syn. *Sporotrichum poae* Peck; *Sporotrichum anthophilum* Peck
Sporotrichum exile Schulz. et Sacc.; *Fusarium poae* (Pk.) *f. pallens* Wr.
Fusarium maydiperdum Bub.
? *Fusidium farina* Schw.; *Fusoma farina* (Schw.) Sacc.

Fruchtlager spinnwebartig oder filzig-wollig, weiß bis rosig mit wechselständig, paarig oder wirtelig verästelten, im ganzen reichlich verzweigten Hyphen und Konidienträgern. Stromafarben karminpurpurrot, ockergelb und violett. Konidien meist einzellig (höchstens bis 4% 1—4-septiert), in großer Zahl von den Trägerenden, bisweilen etwas kettig verbunden, abgeschnürt und dann als isabellinfarbiges oder weißliches Pulver im Myzel verstreut oder sandartig bis mehlig dem Substrate unmittelbar auflagernd. Es kommen neben den typischen kugeligen, zitronen- oder birnförmigen, ein- bis zweizelligen winzigen Konidien auch längliche, spindelige, ellipsoidische bis sichelförmige Konidien eingestreut vor (Abb. 11).

Konidien rundlich-zitronenförmig
0-sept. 8×5,4 meist 6,6—9×4,7—6(5—12×3—8)
1-sept. 13×5,8 „ 10—14×4,5—6,4 (9—20×3,5—9),
Konidien länglich, spindelig
0-sept. 11×3,1 (10—15×2,5—4)
1-sept. 16×3,4 (12—26×2,7—5),
Konidien sichelförmig
3-sept. 27×4,2 (18—35×3,5—5).

Chlamydosporen meist interkalar, in Ketten und Knäueln ockerbrauner Färbung.

Vorkommen als Erreger von Weißährigkeit (häufig mit der Milbe *Pediculopsis graminum* soziert) auf Gräsern, von Knospenfäule bei Treibnelken *(Dianthus)* zusammen mit derselben Grasmilbe *(P. graminum)*, auf Haferflocken, die er entwertet; auf Molkereierzeugnissen usw. in Europa und Amerika.

2. *Fusarium chlamydosporum* Wr. et Rg. (Abb. 11)

Fruchtlager flockig, hell oder rosig, unterwärts plektenchymatisch, bisweilen etwas warzig, sklerotiale Knötchen bildend, verschiedenfarbig, hell, karmin-purpurrot, schwefelgelb, ocker- bis dunkelbraun. Die dunkle Färbung wird durch die zahlreich im Myzel eingelagerten kugeligen bis birnförmigen, glatten bis rauhen oder stacheligen, inter-

kalaren oder terminalen, einzeln, paarig, in Ketten oder Knäueln angeordneten, 10—16 μ dicken Chlamydosporen hervorgerufen (Abb. 11). Konidien winzig, spindelig-ellipsoidisch, nicht kugelig-zitronenförmig, meist einzellig, selten septiert, 3-septierte sichelförmig, schwach fußzellig:

0-septiert 7 ×3,25 (4—11 ×2,5—4)
1-septiert 13 ×3,5 (11—16 ×3—4)
3-sept. 29 ×4 (27—32 ×3,5—4)

Vorkommen auf der Bananenpflanze *(Musa sapientum)*, in Erde und in der Luft in Mittelamerika sowie auf toten Heuschrecken [*Nomadacris septemfasciata*] in Südwestafrika.

3. *Fusarium tricinctum* (Cda.) Sacc. (Abb. 11)

Syn. *Selenosporium tricinctum* Corda
Fusarium roseum Lk. *v. helianthi* Sacc.; *F. helianthi* (Sacc.) Wr. apud Lewis
F. roseum Lk. *v. phaseoli* Gonz.-Frag.
F. Müntzii Del.

Sporodochien vorbrechend, fleischfarben bis orange. Stroma plektenchymatisch, von aufrechten Flocken oder wollig dichtem Luftmyzel bedeckt. Farbentöne karmin-purpurrot und ockergelb (mit Ammoniakzusatz violett werdend). Sklerotiale Plektenchyme mit glatter oder blumenkohlartig rauher Oberfläche brechen bisweilen in Knötchen hervor. Chlamydosporen interkalar. Konidien nacheinander von den Enden mehr oder minder reichlich, oft wirtelig verzweigter Träger abgeschnürt, in gewölbter (Sporodochien) oder flacher bis runzeliger Schicht als schleimige Masse abgelagert, spindelig-sichelförmig, beidendig allmählich zugespitzt, Basis fußzellig oder eingeschnürt mit schiefstehender Ansatzpapille, 3 (4—5)-septiert, im freien Luftmyzel mit zahlreichen kugelig-birnförmigen Mikrokonidien, die gelegentlich auch vorherrschen können, untermischt (Abb. 11):

0-sept. 9 ×5,5 (5—12 ×4—7)
1-sept. 12 ×5,2 (9—16 ×4—7), schmalere 1-sept. 10—20 ×2,5—3
3-sept. 33 ×3,4 meist 26—38 ×3—4,8 (19—50 ×2—5, gequollen bis 7μ)
5-sept. 47 ×3,7 (34—53 ×3—4,7)
vereinzelt 7-sept. 54 ×4

Vorkommen auf Umbelliferen- (z. B. *Heracleum*) und Distelnstengeln *(Cirsium)*, Gräsern und anderen Pflanzen sowie als Fäulniserreger bisweilen auf Kernobst, usw., in Europa und Nordamerika.

4. *Fusarium sporotrichioides* Sherb. (Abb. 11)

Konidien an den Spitzen unregelmäßig oder paarig verzweigter Träger in der Fusisporiumstufe 0—1(2—3)-septiert, kugelig, ellipsoidisch oder birnförmig, oft mit Ansatzpapille an der Basis, pulverig im Myzel verstreut, hell:

0-sept. 10 ×5,6 meist 6—12 ×3,5—7,1 (5—12 ×4—8—10)
1-sept. 13,4 ×5,8 „ 11—15 ×5,2—6,5 (9—20 ×5—8)
3-sept. 25 ×6,7 (17—33 ×4—8)

Konidien in Sporodochien und Pionnotes mehr oder minder 3—5-septiert, spindelig-sichelförmig, mit kleineren und größeren Sporen untermischt, von geringer oder auch stärkerer, bisweilen parabolischer Krümmung, beidendig verschmälert, schwach oder deutlich fußzellig, in Masse ocker- bis lachs- oder orangerot, im Alter harzartig eintrocknend und dann nachdunkelnd, oder bei pulveriger Lagerung verblassend:

0-sept. 10 ×2,8 meist 8—12 ×2,2—3,2 (5—16 ×2—3,7)
1-sept. 18 ×3,3 „ 15—22 ×3—3,8 (10—28 ×2,5—4,2)
3-sept. 30 ×3,8 „ 25—33 ×3,4—4 (18—46 ×2,5—5)
5-sept. 48 ×3,9 „ 42—56 ×3,7—4,5 (37—67 ×3—5)
vereinzelt 6—10-sept. 50—90 ×4,1—5,3

Stroma lehmfarbig, ockergelb, kaffee- bis kastanienbraun oder stumpfkarminrot. (Die gelben Farbentöne schlagen bei Zusatz von Ammoniak in Violett um, während die roten Farbentöne durch Salzsäurezusatz in Gelb umschlagen.) Zimmtfarbene bis rotbraune, ovale Sklerotien (0,25—0,4 ×0,2—0,33 mm) sowie interkalare Chlamydosporen, einzeln (7—10—14 μ dick), in Ketten oder Knäueln von ockriger bis dunkelbrauner Färbung sind häufig.

Vorkommen auf Getreide, Haferflocken, Kernobst [Fruchtfäuleerreger] usw. in Europa, Asien (Japan, Sibirien) und Nordamerika.

5. *Fusarium sporotrichioides* Sherb. *v. minus* Wr.

Von der Grundart durch Abwesenheit oder seltenes Auftreten von Sporodochien und Pionnotes, dickere, meist nicht fußzellige Sichelsporen und Fehlen der karminroten Färbung des Stromas abweichend. Spindelig-sichelförmige Konidien 3—5(6)-septiert, spärlich vertreten, gewöhnlich weniger als 10% der Gesamtzahl ausmachend. Die Quinqueseptaten sind nur etwa 7 mal so lang als dick, bei der Grundart etwa 12—13 mal so lang als dick. Die Mikrokonidien sind entweder rundlich-oval bis zitronen-birnförmig oder schmaler, spindelig-sichelförmig. Konidien:

0-sept. 7 ×4,6 (3—9 ×4—7), schmalere 9 ×3 (8—12 ×2—3,5)
1-sept. 10 ×4,8 (9—14 ×4,5—6), schmalere 10 ×3,6 (14—29 ×3-4)
3-sept. 28 ×4,4 (18—29 ×3—5,5), 5-sept. 36 ×5,2 (30—40 ×4—6)

Chlamydosporen interkalar, meist in Ketten oder Knäueln auftretend.

Vorkommen auf fußkrankem Getreide, Weizen *(Triticum)* und Hafer *(Avena)* in Nordamerika und in Europa; verhältnismäßig selten beobachtet.

Die Gruppe Roseum

Die Konidien dieser Fusarien sind pfriemenförmig, dünn, zarthäutig (das durchfallende Licht nur schwach brechend), fußzellig, gekrümmt bis fast gerade, in Masse orangefarbig oder blasser, bei pulve-

riger Eintrocknung rosig, bei harzartiger Eintrocknung ziegelrot bis braunrot. Sie werden abgelagert auf einem gelb, ocker, karmin-purpur- oder braunrot gefärbten Stroma, im weißen bis rosigen oder gelblichen Luftmyzel, oder auch unmittelbar auf dem Substrate und zwar in Sporodochien, als Pionnotes, bei reichlicher Luftmyzelentwicklung auch zerstreut oder in falschen Köpfchen. Blaue, sklerotiale Stromata treten im allgemeinen selten und unregelmäßig auf, bei manchen Vertretern gar nicht, bei anderen nur gelegentlich. Chlamydosporen fehlen. Die Schlauchform ist unbekannt.

Schlüssel zur Bestimmung der *Roseum*-Fusarien

Sporodochien typisch vorhanden:
- Konidien vorherrschend 3-sept., 33× 3,2 [5-sept. 47 ×3,5] — *F. graminum*
- Konidien meist 3—5-septiert
  - Konidien mäßig gekrümmt
    - Konidien in Masse orangefarbig
      - Karminroter stromatischer Farbstoff vorkommend; ebenso ein gelber Farbenton, der bei Zusatz von Ammoniak veilchenblau wird. Konidien 3-sept. 35×3,3; 5-sept. 56× 3,7 — *F. avenaceum*
      - Karminroter Farbstoff im Stroma fehlend, ein gelber Farbenton tritt auf (z. B. auf Reisbreinährboden), bleibt aber bei Zusatz von Ammoniak gelb. Kon. 3-sept. 34× 3,1; 5-sept. 50× 3,7 — *F. avenaceum f. 1*
    - Konidien in Masse sahnefarbig: 3-sept. 41× 2,5; 5-sept. 57× 2,5; Stromafarben wie beim Typus, aber mehr gelb als karminrot — *F. avenaceum v. pallens*
  - Konidien stark gekrümmt bis aufgerollt: 3-sept. 35 ×3,4; 5-sept. 43× 3,5 — *F. avenaceum v. volutum*
- Konidien 5—7-sept.: 5-sept. 76× 3,5; 7-sept. 97× 3,6 — *F. DeTonianum*

Sporodochien typisch nicht vorhanden. Konidien meist im Myzel zerstreut, nicht fußzellig, kleinere oval-birnförmig, größere, länglich, spindelig, keil- oder lanzenförmig, 0—5-septiert, häufig an *Arthrosporiella*-Fusarien erinnernd. Typische Konidien in Pionnotes fußzellig, sichelförmig, *Fusarium avenaceum* ähnlich: 5-sept. 48× 4,3 — *F. arthrosporioides*

In älteren Arbeiten gehen Fusarien aus dem Formenkreise des *F. avenaceum* unter verschiedenen, oft nach der Wirtspflanze gewählten Namen wie *F. brassicae (Brassica), F. salicicolum (Salix), F. viticola (Vitis), F. paspali (Paspalum), F. sorghi (Sorghum), F. zeae (Zea)* usw. Ungewöhnliche Vorkommen wurden ebenfalls in den Artnamen festgehalten, so bei *F. limosum* (Schlamm) und *F. stercoris* (Mist). Ein Fäulniserreger beim Kernobst ist als *F. putrefaciens* aufgestellt. Heute weiß man, daß von beliebigen Wirtspflanzen isolierte Vertreter des Pilzes ebenfalls Obstfäule erzeugen im Wettbewerb mit vielen Fusarien aus anderen Gruppen und Pilzen verschiedener Gattungen. Die Tatsache, daß hier ein- und derselbe Pilz vorlag, wurde erst allmählich erkannt. In Exsikkaten fand sich *F. avenaceum* unter zahlreichen Namen vor. Die schlanken pfriemenförmigen Konidien waren ziemlich einheitlich, aber die Septierung und Größe der

Sporen schwankten. In Reinkultur erhält man nun ebensolche Schwankungen bei einem und demselben Pilze je nach Wahl der Substrate, Ernährungsbedingungen und untersuchten Wuchsformen. Zerstreut im Luftmyzel befindliche Konidien können anders aussehen und weniger beständig in Größe und Septierung sein als solche von Sporodochien und Pionnotes-Schleimlagern. Die Konidien sind in feuchtem Zustande dicker als in der Trockenstufe. Manche Isolierungen bilden von Anfang an reichlicher Luftmyzel, andere sofort Sporodochien oder Pionnotes. Im Laufe der Kultur kann sich dieser Unterschied ausgleichen. Dasselbe gilt für einige Pilzstämme mit blaufarbigem sklerotial vorbrechendem Stroma *(stroma erumpens)*. Auch dieses Merkmal erwies sich als unbeständig, da manche Isolierungen, die anfangs Pionnotes bildeten, später sklerotiale Stromata zeigten, sobald sie in die Myzelstufe zurückschlugen, andere, die mit dieser Stufe schon begonnen hatten, sie bald mit der sporodochialen oder pionnotalen Stufe vertauschten und dann lange in dieser verharrten. Als nun auch Pilzstämme, die früher vorwiegend 3-septierte Konidien entwickelten, später dem 5-septierten Typus zustrebten, war auch mit der Unterscheidung nach der Septierung wenig anzufangen. Soweit Prüfungen der Isolierungen von verschiedenen Wirtspflanzengattungen als Fruchtfäuleerreger stattfanden, zeigte es sich, daß sie alle auch in dieser Eigenschaft übereinstimmten. Aus diesen Befunden wurde der Schluß gezogen, daß hier ein weit verbreiteter Pilz vorliegt. Seine 3-septierten Konidien schwanken etwa um ein Fünftel nach oben und unten um die Mittelgröße von 35× 3,3, die 5-septierten Konidien in ähnlicher Weise oder noch ein wenig stärker um 56× 3,7 herum. In der Querwandzahl neigen die meisten zu Schwankungen von 3 zu 5. Nur bei wenigen herrschen lange die 5-septierten oder 3-septierten Konidien vor. Aber auch diese Unterschiede gleichen sich früher oder später in Reinkulturen aus. Daher sind Varietäten wie *„viticola"* und *„tubercularioides"* aufgegeben, obgleich die letztgenannte bisweilen über die Anzahl von 5 Querwänden hinaus aufschnellte. Es sind nur einige wenige stichhaltige Unterscheidungsmerkmale geblieben, die im Schlüssel zur Bestimmung sowie in den nachfolgenden Beschreibungen verwertet sind.

Mit dem Zusammenfallen zahlreicher früher für Arten gehaltener Vertreter dieses Pilzes zu einer Species ergab sich die Notwendigkeit, bei der Benennung die Prioritätsverhältnisse zu überprüfen. Als älteste Art wurde *Fusarium avenaceum* festgestellt. Dieser Name erscheint schon bei Fries in seiner Systema mycol. II, 238, 1823 bei der Beschreibung der in Skandinavien besonders als „Haferhut" bekannten aber auch auf Gerste und anderen Halmfrüchten beobachteten *Fusariose* der Getreidestoppeln. Der Pilz ist bei Fries in Systema mycol. III, 444, 1832 unter dem Namen *Fusisporium avenaceum* beschrieben. Auf der folgenden Seite ist übrigens auch *F. pyrinum* Fr. ausführlich behandelt, ein auf faulenden Früchten *(Pirus)* vorgefundener, heute als identisch mit *„avenaceum"* angesehener Vertreter. Fries war allerdings später wieder unsicher geworden und stellte sein *F. avenaceum* in Summa vegetab. Scand. I, 471—472, 1845 zu der bis heute noch zweifelhaften, wahrscheinlich zu den *Melanconiaceen* gehörigen Gattung *Sarcopodium* Ehr. (non Corda) als *S. avenaceum* Fr. Diese Überführung wurde mit Recht abgelehnt. Der Pilz ist von Saccardo in Syll. IV, 713, 1886 zur Gattung *Fusarium* gestellt und als *F. avenaceum* (Fr.) Sacc. bezeichnet. Im Wettbewerbe mit diesem Namen stehen noch *F. pyrinum* (Fr.) Sacc. und *F. herbarum* (Cda.) Fr. Der letztere Pilz ist von Corda 1839 als *Selenosporium herbarum* Cda. aufgestellt und von Fries 1849 bei *Fusarium* eingeordnet. Im Schrifttum werden beide Namen heute geführt. Meist wird *F. avenaceum* als Bezeichnung für Vertreter des Pilzes von Getreide gewählt, während *F. herbarum* für Isolierungen oder Befunde von anderen Pflanzen als Name bevorzugt wird. Eine wesentliche Umwälzung in der Bezeichnung tritt also nicht ein, wenn man sich für den ältesten Namen, *F. avenaceum*, entscheidet. Dieser Name ist daher hier gewählt

worden. Es gibt aber neben diesem Pilze mit ziemlich langen Konidien noch einen weniger verbreiteten Pilz, der kürzere 3-septierte Konidien aufweist und auch in der Literatur manchmal mit *F. heterosporum* verglichen ist. Dieser Pilz dürfte als *F. graminum* Cda. eine selbständige Art sein, die weiter unten näher beschrieben wird.

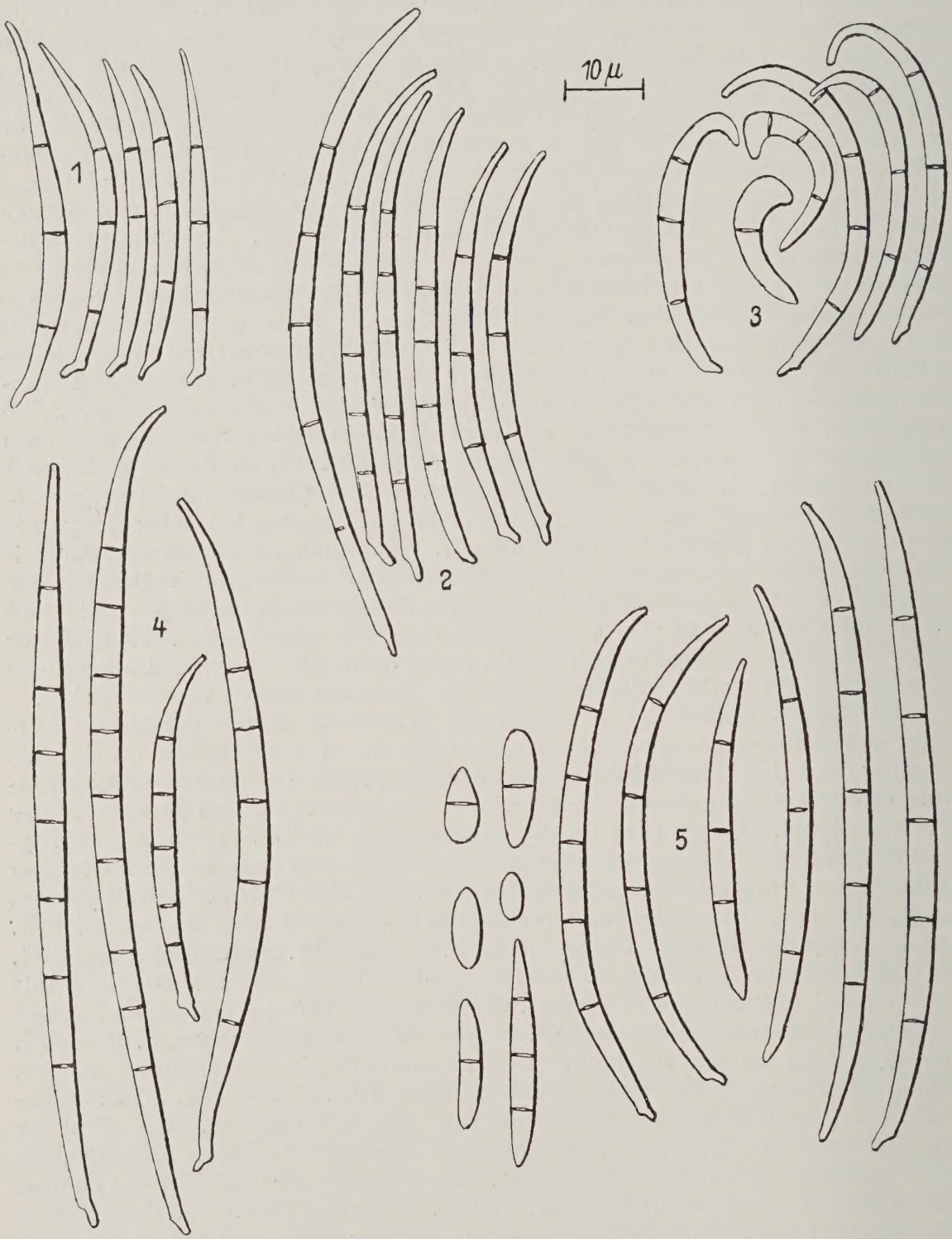

Abb. 12. VIII. Gruppe *Roseum*:
1. *Fusarium graminum*. 2. *F. avenaceum*. 3. *F. avenaceum v. volutum*. 4. *F. DeTonianum*. 5. *F. arthrosporioides*

Roseum-Fusarien haben keine echten Mikrokonidien, obgleich man vereinzelt einzellige oder spärlich septierte kleine Konidien (einzellig 11 × 2,9; zweizellig 18 × 3,1) im Luftmyzel eingestreut findet. Nur

F. arthrosporioides hat zahlreiche ellipsoidische, keil- oder lanzenförmige, ein- oder mehrzellige, nicht fußzellige Konidien verschiedener Größe (Abb. 12) und neigt dadurch zur Gruppe *Arthrosporiella* hin, während die sichelförmigen Lagerkonidien von denen typischer *Roseum*-Fusarien nicht zu unterscheiden sind.

1. *Fusarium graminum* Corda (Abb. 12)

Syn. *Fusisporium roseum* Link
Fusarium corallinum Sacc.; *Fusisporium graminum* Ces.; *Fusarium herbarum* (Cda.) Fr. *v. graminum* (Cda.) Wr. pr. p.

Konidien auf Sporodochien in gewölbter, auf flachem Stroma verschiedener Ausdehnung in runzeliger oder glatter, leicht verfließender Schicht, als gallertige Masse orangefarbig, in pulverig trockenem Zustande von hellerer, rosiger, bei harzartiger Eintrocknung dunklerer Färbung, je nach dem Fundorte und der Entwicklung des Myzels verschiedenfarbig. Stroma hell, rosig, zitrongelb, ocker [1]) karmin- bis braunrot. Konidien (Abb. 12) spindelig-sichelförmig, schlank, dünn, zarthäutig, im mittleren Teile fast zylindrisch oder etwas ungleichseitig (dorsiventral) schwach gekrümmt, am Scheitel bisweilen stärker gebogen, beidendig allmählich verschmälert, am Scheitel fast fadenarmig ausgezogen, außer bei gedrungeneren, kürzeren Konidien mit stärkerem Querschnittwechsel; Basis typisch fußzellig; Konidien meist 3-, selten mehr- oder minder-septiert:

3-sept. 33 × 3,2 meist 23—45 × 2,4—4,6 (20—52 × 2—5)
5-sept. 47 × 3,5 „ 36—54 × 2,9—4,1 (32—62 × 2,5—5,3)
7-sept. 65 × 4,4 (40—80 × 3—5,3)
0-sept. 11 × 3,0; 1-sept. 19 × 3,2 (11—25 × 2—5)

Auf den Cariopsen verschiedener Gräser wie *Cynodon dactilon* (sowie auf dessen Mutterkorn), *Elymus arenarius*, *Panicum maximum*, *Secale* und *Zea*, auf Körnern, Halmen, Maisschäften, in Europa, Afrika und Nordamerika. Der Pilz nähert sich in den kleineren Ausmaßen seiner Konidien dem *Fusarium heterosporum*, mit dem er auch in älteren Beschreibungen verglichen wurde.

2. *Fusarium avenaceum* (Fr.) Sacc. (Abb. 12)

Syn. *Fusisporium avenaceum* Fries; *Sarcopodium avenaceum* Fr.
Fusarium aecidii-tussilaginis All.; *F. aleurinum* Ell. et Ev.
F. biforme Sherb.
F. cucurbitariae (Pat.) Sacc.; *Fusisporium cucurbitariae* Pat.
Fusarium brassicae (Lib. in herb.) Cke.; *Selenosporium brassicae* Lib. in herb.
Fusarium diffusum Carm.
Fusisporium ebulliens Fr.; *Pionnotes ebulliens* (Fr.) Sacc.
Fusarium effusum Sherb.; *Fusoma Feurichii* Syd.

[1]) Die gelben bis ockrigen Farbtöne des auf Reisbreinährboden entstehenden Myzels werden bei Zusatz von Ammoniak nicht blau, sondern bleiben unverändert.

Fusarium Gaudefroyanum Sacc.; ? *F. gracile* McAlp.; *F. granulosum* Ell. et Ev.
F. herbarum (Cda.) Fr.; *Selenosporium herbarum* Corda
F. herbarum (Cda.) Fr. f. 1 et f. 2 Wr.
F. herbarum (Cda.) Fr. *v. avenaceum* (Fr.) Wr.
F. herbarum (Cda.) Fr. *v. conii-maculati* Roum. in herb. pr. p.
F. herbarum (Cda.) Fr. *v. gibberelloides* Wr.
F. herbarum (Cda.) Fr. *v. graminum* (Cda.) Wr. pr. p.
F. herbarum (Cda.) Fr. *v. pirinum* (Fr. ut sp.) Wr.; *Fusisporium pyrinum* Fr.; *Fusarium herbarum* (Cda.) Fr. *v. tuberculariodes* (Cda.) Wr.
F. herbarum (Cda.) Fr. *v. viticola* (Thüm.) Wr.
F. heterosporum Nees *f. paspali* Ell. et Ev.
F. incarcerans (Berk.) Sacc.; *Fusisporium incarcerans* Berk.
Fusarium iridis Oud.; ? *Fusarium jungiae* Pat.
F. lateritium Nees *v. Tulasneanum* Sacc.
F. limosum Rostr.; *F. lucidum* Sherb.
F. metachroum App. et Wr.; *F. metachroum* App. et Wr. *v. minus* Sherb.
F. Palczewskii Jacz.; *Fusisporium parasiticum* Peck; *Fusarium paspali* P. Henn.
Fusarium Peckii Sacc. pr. p.; *F. penicillatum* (Harz) Sacc.; *Menispora penicillata* Harz
Fusarium pirinum (Fr.) Sacc. pr. p.; *F. pseudoheterosporum* Jacz.
F. pseudonectria Speg.; *F. putrefaciens* Ostrw.
F. roseum Lk. *v. lupini-albi* Sacc.; *F. roseum* Lk. *v. vitalbae* Sacc.
F. ruberrimum Del.; *Fusoma rubrum* Lind.
F. rutaecolum Fautr. et Roum.; *F. salicicolum* All.
? *Fusisporium sanguineum* Fr.; *Pionnotes sanguinea* (Fr.) Sacc.
Fusarium sarcochroum (Desm.) Sacc. *f. polygalae-myrtifoliae* P. Henn.
F. Schnablianum All.; *F. Seemenianum* P. Henn.; *F. sorghi* P. Henn.
F. Speiseri Lind.; *F. stercoris* Fuck.
F. subulatum App. et Wr.; *F. subulatum* App. et Wr. *v. brevius* Sherb.
F. subviolaceum Roum. et Fautr.; *Fusidium stilbophilum* Corda
F. tenue Cda.; *F. truncatum* Sherb.
F. tuberculariodes (Cda.) Sacc.; *Selenosporium tuberculariodes* Cda.
Fusarium uredinicolum Muell.; *F. ustilaginis* Kell. et Swingle
F. venenorum Doun.; *F. viticola* Thüm.; *F. zeae* (West.) Sacc.
Fusisporium zeae West.

Konidien seltener zerstreut, in falschen Köpfchen oder Ballen, als lagerartig in Sporodochien und Pionnotes, in gallertigen Massen orange, zinnober, scharlachrot, bei harzartiger Eintrocknung dunkler, in pulverig trockenem Zustande heller, rosig werdend, durch Färbungen vom Stroma aus mitunter verändert. Stroma gelb, ocker, karmin- bis braunrot, Luftmyzel heller, weiß oder mit dem Einschlag stromatischer Farbentöne. Seltener sind sklerotiale, vorbrechende, knorpelige, runzelige Stromata und echte kugelige, einzeln oder gesellig auftretende Sklerotien (60—80 μ diam.) dunkelblauer oder blasser Färbung zu finden. Konidien (Abb. 12) länglich, pfriemen- oder fadenförmig, gleichmäßig kreisbogig bis ellipsoidisch gekrümmt oder beidendig, besonders am Scheitel etwas stärker gebogen als in der Mitte; Querschnitt nach den Enden zu allmählich abnehmend; Basis mehr oder minder deutlich fußartig ausgestaltet. Konidien 3—5-, seltener mehr oder weniger septiert:

3-sept. 35 ×3,3 meist 30—48 ×2,7—3,9 (22—61 ×2,3—6)
5-sept. 56 ×3,7 ,, 45—66 ×3,1—4,4 (35—80 ×2,5—6)
7-sept. 64 ×4,1 (61—74 ×3,4—5)
0-sept. 11 ×2,9 (6—17 ×2,5—4)
1-sept. 18 ×3 (10—25 ×2,4)

Konidienträger einfach oder locker bis buschartig verzweigt mit zerstreuten oder in zwei bis vier, selten fünfgliedrigen Wirteln angeordneten Seitengliedern. Wegen der verschiedenartigen, im Myzel gelegentlich eingestreuten ellipsoidischen, lanzen- bis spindelförmigen, an *Arthrosporiella-* oder *Sporotrichiella*-Fusarien erinnernden, nicht fußzelligen, subnormalen Konidien vergleiche *Fusarium arthrosporioides*, bei welchem Pilze diese Formen mehr in den Vordergrund treten. *F. avenaceum* ist einer der verbreitetsten Pilze in der gemäßigten Zone und kommt auf mehr als 150 Pflanzengattungen vor: auf Gräsern, Getreide, Hackfrüchten (Kartoffel, Rübe usw.) Hülsenfrüchten, Faserpflanzen, Laub- und Nadelbäumen, Kern- und Steinobstbäumen, Sträuchern und Stauden, auf Gemüsepflanzen, Zwiebelgewächsen, kürbisartigen Gewächsen, Südfrüchten, auf Nutzpflanzen, Zierpflanzen, Unkräutern auf Moosen; auf Pilzen (*Exobasidium, Scleroderma, Peridermium, Meliola, Claviceps, Apiosporina, Dasyscypha,* Rostpilzen); auf toten Käfern, Mist, Erde, Schlamm usw. *F. avenacum* schädigt Getreide, erzeugt Obst- und etwas Kartoffelfäule.

3. *Fusarium avenaceum* (Fr.) Sacc. forma 1 n. c.

Syn. *Fusarium arcuatum* Berk. et Curt.
Fusarium arcuatum Berk. et Curt. *v. majus* Wr.
Fusarium anthophilum Wr. (non A. Braun)
Fusarium Schiedermayeri (Thüm.) Sacc.
Fusisporium Schiedermayeri Thüm.

Der Pilz unterscheidet sich von der Grundart durch das Fehlen des karminroten Farbentones im Stroma. Gelbe Färbungen treten im Stroma auf. Sie bleiben aber bei Zusatz von Ammoniak gelb und werden nicht blau, wie das beim Typus der Fall ist. Konidien in Sporodochien und Pionnotes orange, 3—5-septiert, seltener mehr oder weniger septiert:

3-sept. 34 ×3,1 meist 23—46 ×2,5—4 (22—48 ×2—5,3)
5-sept. 50 ×3,7 ,, 40—67 ×2,8—5 (24—88 ×2,8—5,5)
7-sept. 65 ×4,2 (46—91 ×3—5,5); 9-sept. 65—102 ×3—5
0-sept. 10,5 ×3 (8—14 ×1,5—4,7); 1-sept. 17 ×3 (12—22 ×2—6)

Vorkommen auf *Althaea, Beta, Dianthus, Pirus, Rubus, Salix, Secale, Triticum, Paspalum, Zea, Solanum, Luzula, Vicia faba,* meist in der gemäßigten Zone, weniger verbreitet als die Grundart. Erreger von Apfelfäule.

4. *Fusarium avenaceum* (Fr.) Sacc. *v. pallens* Wr.,

Syn. *Fusarium herbarum* (Cda.) Fr. *v. avenaceum* (Fr.) f. 1 Wr.

Die Konidienmassen sind sahnefarbig bis buttergelb, nicht orangerot. Das Stroma ist karminrot, gelb bis ockerfarbig, doch überwiegen die gelblichen Farbentöne. Die Konidien sind sehr dünn, aber sonst von der Gestalt des *F. avenaceum*, 3—5-septiert:

3-sept. 41 ×2,5 meist 37—45 ×2—3 (25—60 ×2—4)
5-sept. 57 ×2,5 „ 51—63 ×2—3 (37—76 ×2—3)

Vorkommen auf Roggenähren zusammen mit *F. avenaceum* in Westfalen.

5. *Fusarium avenaceum* (Fr.) Sacc. *v. volutum* n. c. (Abb. 12)

Syn. *Fusarium herbarum* (Cda.) Fr. *v. volutum* Wr.
Fusarium sanguineum v. pallidius Sherb.
Fusarium succisae Wr. (non Schröt.)

Der Pilz unterscheidet sich von den übrigen *Roseum*-Fusarien durch stärker gekrümmte bis fast aufgerollte Konidien (Abb. 12). Bei reichlicher Entwicklung von karminrotem Stroma wird die Konidienmasse, die normal orangefarbig ist, weinrot, violett- bis rotbraun verfärbt. Konidien 3—5-, selten mehr oder minder septiert:

3-sept. 35 ×3,4 meist 26—43 ×2,5—4,5 (19—56 ×2,3—4,8)
5-sept. 43 ×3,5 „ 30—50 ×3,2—4,7 (26—60 ×3—5,2)
6—7-sept. 49 ×3,7 (40—61 ×3—5)

Vorkommen verhältnismäßig selten auf faulenden Kartoffeln *(Solanum)*, Mais *(Zea)* und Tabak *(Nicotiana)* in Europa und Nordamerika.

6. *Fusarium DeTonianum* Sacc. (Abb. 12)

Syn. *Fusarium miniatum* Sacc.; *F. herbarum* (Cda.) Fr. *v. Detonianum* (Sacc.) Wr.

Sporodochien verfließend, gallertig, lebhaft zinnoberrot. Konidienträger verzweigt. Konidien (Abb. 12) länglich, sichelförmig gebogen, fußzellig, in der Reife 5—7-, seltener 3—9-, ausnahmsweise mehr- oder weniger-septiert, in Masse orangerosig:

3-sept. 66 × 3,1 (48—80 ×3—3,5)
5-sept. 76 × 3,5 meist 69—89 × 3—3,7 (50—94 × 2,8—4,3)
7-sept. 97 × 3,6 „ 92—102 × 3,3—3,8 (75—105 × 3—5)
9-sept. 101 × 4 (bis 122 × 4,5); 11-sept. 114 × 4

Von der Grundart durch die wesentlich längeren Konidien erheblich abweichend. Vorkommen auf den Peridien, besonders aber an den faulenden Sporangiolen von *Cyathus vernicosus* in Italien. Ferner auf Stengeln von *Lupinus*, *Brassica* und auf der Rinde von *Betula* in Deutschland. Ökonomische Bedeutung unbekannt.

7. *Fusarium arthrosporioides* Sherb. (Abb. 12)

Syn. *Fusarium arthrosporioides v. asporotrichius* Sherb.

Konidien zerstreut oder schleimartig, selten sporodochial abgelagert. Kleinere, ein- bis zweizellige Konidien ellipsoidisch oval oder

birnförmig, einzellige 4,5×3,8 (2,9—9 × 2,6—8); größere länglich spindel- oder lanzenförmig, beidendig kegelstumpfartig abgestutzt, meist 3(5)-septiert, 3-septiert 25 × 5,4 (19—33 × 4,7—6); außerdem große, mehr oder minder fußzellige, leicht gekrümmte, spindelig-sichelförmige, meist 5-septierte Konidien 48 × 4,3 (45—55 × 4—4,7). Echte Chlamydosporen fehlen. Farbenbild: Luftmyzel weiß mit rosigem und lachsfarbenem Einschlag; Substrat lehmfarben, lederbraun und leuchtendrot. Der Pilz neigt durch die subnormalen Konidien zu *Arthrosporiella*, durch die birnförmigen zu *Sporotrichiella*, gehört aber wegen der sichelförmigen, fußzelligen Sporen zu *Roseum*.

Vertreter dieser ursprünglich auf Kartoffeln in Nordamerika gefundenen Art sind ziemlich selten noch nachgewiesen auf Gramineen *(Avena, Hordeum, Zea)*, Karotten *(Daucus)*, Astern *(Callistephus)*, *Agrostemma* in Mitteleuropa, sowie auf Gartenerbse *(Pisum sativum)* in Japan, wo der Pilz Erreger einer Fußkrankheit ist. Die Konidiengröße weicht bei den auf Nicht-*Solanaceen* gefundenen Vertretern nicht oder kaum von der Originalbeschreibung des Pilzes ab und ist, wie folgt, festgestellt:

0-sept. 7—13 × 3,3—4 (5—17 × 2,8—7); 1-sept. 17 × 3—3,6 (10—25 × 2,8—5); 3-sept. 27—44 × 3,3—4 (23—54 × 2,3—4,5); 5-sept. 56 × 3,4 meist 42—71 × 2,8—4,5; 7-sept. 66 × 4.

Farbenbild auf Reisbreinährboden: Gelb, rosa, leder- bis zimmtbraun (mit Ammoniak tritt keine Blaufärbung auf im Gegensatz zu *Fusarium avenaceum*.

Die Gruppe Arthrosporiella

Luftmyzel reichlich vorhanden, flockig, auf mehr oder minder ausgebreitetem Stroma heller, gelblicher, rosiger oder ockriger bis leder- oder kastanienbrauner Färbung. Sporodochien fehlen bei den typischen Arten, pionnotesartige Schleime meist auch. Konidien gewöhnlich im Luftmyzel zerstreut, entweder von geringer bis mittlerer Größe und Septierung, spindel-, keil- bis lanzenförmig, nicht fußzellig, oder aber größer, spindelig-sichelförmig, 3- bis mehr-septiert mit kegelförmiger, oft eingeschnürter, bisweilen mit papillenartiger Ansatzwarze versehener, selten fußzelliger Basis. Chlamydosporen interkalar (seltener terminal). Sklerotien von kugeliger Form gelegentlich auftretend und gewöhnlich von heller bis lederbrauner Färbung. (Abb. 13 und 14)

Die Gruppe ist aufgestellt, um die Fusarien unterzubringen, die zwischen den Gruppen *Roseum* und *Sporotrichiella* Übergänge aufweisen. Es bestehen auch Übergänge von *Arthrosporiella* nach *Gibbosum*, die auf eine Verwandtschaft dieser Gruppen hindeuten. Als Schlauchform kommt *Gibberella* in Frage, obwohl genaue Ermittlungen bis jetzt noch fehlen.

Schlüssel zur Bestimmung der *Arthrosporiella*-Fusarien

Sporodochien und Pionnotes fehlen. Konidien zerstreut, spindelig, lanzen- oder keilförmig, nicht fußzellig
Große Konidien gerade, selten gekrümmt:
Konidien 3 (4—5)-sept.: 3: 26 × 4,2; 5: 34 × 4,5 *F. semitectum*

Konidien 5(3—7)-sept.: 3: 24× 3,6; 5: 39× 4,3 — *F. semitectum v. majus*

Große Konidien stark gekrümmt, sichelförmig, 3—5 (6—7)-sept.: 3: 23× 4,5; 5: 35× 5; 7: 43× 4,5 — *F. camptoceras*

Sporodochien fehlen, pionnotes-ähnliche Konidienschleime vorhanden. Große Konidien pfriemen- bis lanzenförmig, fast gerade oder schwach gekrümmt bis hin- und hergewunden, ± fußzellig 5 (3—9)-sept.: 3: 27× 4,4; 5: 51× 4,2; 6—7: 76× 4,6 — *F. anguioides*

Sporodochien und Pionnotes bisweilen vorhanden. Konidien ± fußzellig

Große Konidien meist 3—5-sept.: 3: 39× 3,9; 5: 63 × 4,6; 7: 71× 4,8. Stroma und Luftmyzel gleichfarbig, hell — *F. concolor*

Große Konidien meist 5-sept.: 3: 36× 3,2; 5: 49× 3,6; 7: 66× 4,4. Stroma verschiedenfarbig, hell, rosig, bernsteingelb bis honigbraun — *F. diversisporum*

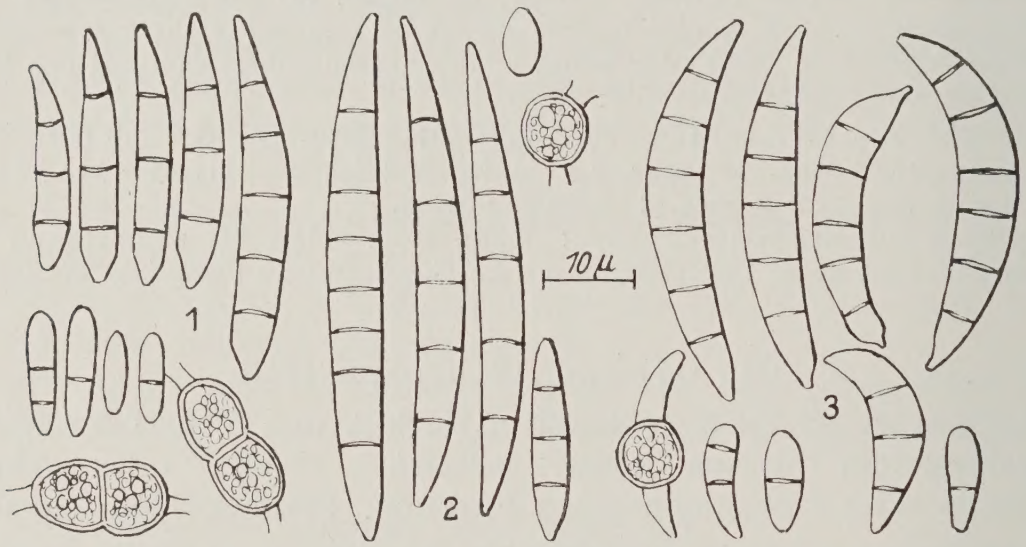

Abb. 13. IX. Gruppe *Arthrosporiella:*
1. *Fusarium semitectum*. 2. *F. semitectum v. majus*. 3. *F. camptoceras*

1. *Fusarium semitectum* Berk. et Rav. (Abb. 13)

Syn. *Fusarium glumarum* Sacc.; *Fusarium tenuistipes* Sacc.
? *F. gloeosporioides* Speg.; *F. heveae* Vinc. (non P. Henn. in herb.)

Luftmyzel weiß-inkarnat oder isabellin. Der untere Teil des Stromas plektenchymatisch, hellbraun (bei einigen Isolierungen auch violett-karminrot). Chlamydosporen interkalar. Sporodochien fehlen. Konidien (Abb. 13) im Luftmyzel zerstreut spindelig-, lanzen- oder sichelförmig, gerade oder schwach gekrümmt, nicht fußzellig, aber oft mit Ansatzwarze an der Basis. Kleinere Konidien 0—2-, größere 3-, selten 4—5-, vereinzelt 6—7-septiert:

0-sept. 9 × 2,8 meist 8—12 × 2,5—3,5 (4—16 × 2—4)
1-sept. 14 × 3,5 ,, 12—15 × 2,6—4 (8—20 × 2—4,5)
3-sept. 34 × 4,5 ,, 26—39 × 4,1—5 (23—50 × 3,2—6,25)
7-sept. 45 × 5 (36—77 × 4—6)

Vorkommen auf verschiedenen Pflanzengattungen *(Beta, Hevea, Lycopersicum, Musa, Passiflora, Pennisetum)*, ferner auf Molkerei-

erzeugnissen, in Erde und Luft; auf der Tetsefliege *(Glossina morsitans)*, meist in wärmeren Ländern Amerikas, Afrikas und Asiens, mit Früchten oder Futtermitteln eingeschleppt in Europa. Ökonomische Bedeutung gering, soweit bekannt.

2. *Fusarium semitectum* Berk. et Rev. *v. majus* Wr. (Abb. 13)

Syn. *Fusarium asparagi* Briard
F. incarnatum (Rob.) Sacc.; *Fusisporium incarnatum* Rob.
F. juglandinum Peck
F. oxysporum Schl. *subsp. aurantiacum* Sacc. (non Cda.)
F. oxysporum Schl. *v. aurantiacum f. hyalina* Brun.
F. pallido-roseum (Cke.) Sacc.; *Fusisporium pallido-roseum* Cke.
F. roseum Lk. *v. calystegiae* Sacc.

Von der Grundart durch größere, höher septierte Konidien abweichend. Konidien pulverig im weißen bis rosigweißen oder bräunlichen, flockigen Luftmyzel eingestreut oder in Ballen verklebt, in falschen Köpfchen abgeschnürt, in Masse von lachsrosiger Färbung, 5-, seltener 3—4-, vereinzelt 6—10-septiert mit kleineren 0—2-septierten Formen untermischt (Abb. 13). Größere Konidien spindelig-lanzenförmig, gerade oder schwach gekrümmt, meist mit kegelförmiger, bisweilen mit Ansatzwarze versehener Basis, die ausnahmsweise auch fußzellig ausgestaltet ist:

0-sept. 9 × 2,9 meist 6—12 × 2,2—3,2 (5—15 × 2—4),
1-sept. 17 × 3 „ 14—21 × 2,5—3,2 (9—24 × 2,5—4)
3-sept. 24 × 3,6 „ 19—29 × 3—4,5 (13—40 × 2,5—4,8)
5-sept. 39 × 4,3 „ 30—48 × 3,7—4,8 (29—52 × 2,5—6)
7-sept. 51 × 5,1 „ 44—61 × 4,3—6 (45—70 × 3,7—6,2)
9-sept. 60 × 5,3 (50—70 × 4—6)

Vorkommen auf Blättern, Stengeln und Infloreszentien, Zweigen, Stämmen, Früchten und Wurzeln, im allgemeinen als Saprophyt auf alten, dürren Pflanzenteilen, faulenden Früchten zahlreicher Gattungen, sowie in Erde, in allen Weltteilen.

3. *Fusarium camptoceras* Wr. et Rg. (Abb. 13)

Luftmyzel weiß-inkarnat oder isabellin, im unteren Teile des Stromas lederbraun oder rosig. Chlamydosporen interkalar. Sporodochien fehlen. Konidien (Abb. 13) im Luftmyzel eingestreut, sichelförmig stark gekrümmt, beidendig verschmälert, am Scheitel mehr oder minder eingeschnürt, an der Basis abgerundet oder kegelförmig zugespitzt nicht fußzellig, bisweilen aber mit einer Ansatzwarze versehen, kleinere Konidien 0—2-septiert, größere 3—5(6—7)-septiert:

0-sept. 7—12 × 2,5—3,5; 1-sept. 11—18 × 3—4; 3-sept. 23 × 4,25 (17—28 × 3,5—5,5); 5-sept. 35 × 5 (32—37 × 4,5—6); 7-sept. 43 × 4,5 (36—46 × 4—5).

Vorkommen auf faulenden Früchten von *Musa sapientum* und *Theobroma cacao* sowie in Erde in Honduras, Mittelamerika.

4. *Fusarium concolor* Rg. (Abb. 14)

Luftmyzel flockig, weiß bis hellinkarnat, der untere Teil des Stromas mehr oder minder plektenchymatisch, ledergelblich bis hellorangefarbig, seltener rosenrot. Konidien eingestreut oder in schleimigen rosigen Massen abgelagert, kaum in Sporodochien entstehend. Kleinere Konidien zahlreich, länglich-ellipsoidisch-oval, einzellig oder septiert, größere länglich spindelig-sichelförmig, mäßig gekrümmt, beidendig allmählich verschmälert, Scheitelzelle leicht eingeschnürt, fast schnabelförmig, Basis kegelstumpflich, abgerundet oder fast fußzellig, 3—5-, seltener 6—7-septiert:

0-sept. 13 × 3 meist 11—12 × 2,8—3,1 (10—16 × 2,5—3,3)
1-sept. 20 × 3,4 „ 19—21 × 3—3,8 (13—30 × 2,5—4,3)
3-sept. 39 × 3,9 „ 31—51 × 3,6—4 (24—70 × 3—5,5)
5-sept. 63 × 4,6 „ 50—69 × 4,3—5,1 (46—77 × 3,7—5,3)
7-sept. 71 × 4,8 „ 68—74 × 4,5—5 (68—80 × 4—5)

Chlamydosporen terminal und interkalar, rundlich, glatt, später runzelig, einzellig, 9 × 9 (7—12 × 7—11), zweizellig 14 × 9 (13—15 mal 9—10), bisweilen in mehrgliedrigen Ketten. Sklerotien fehlen.

Vorkommen an der Basis fußkranker Gerste *(Hordeum sativum)* in Uruguay.

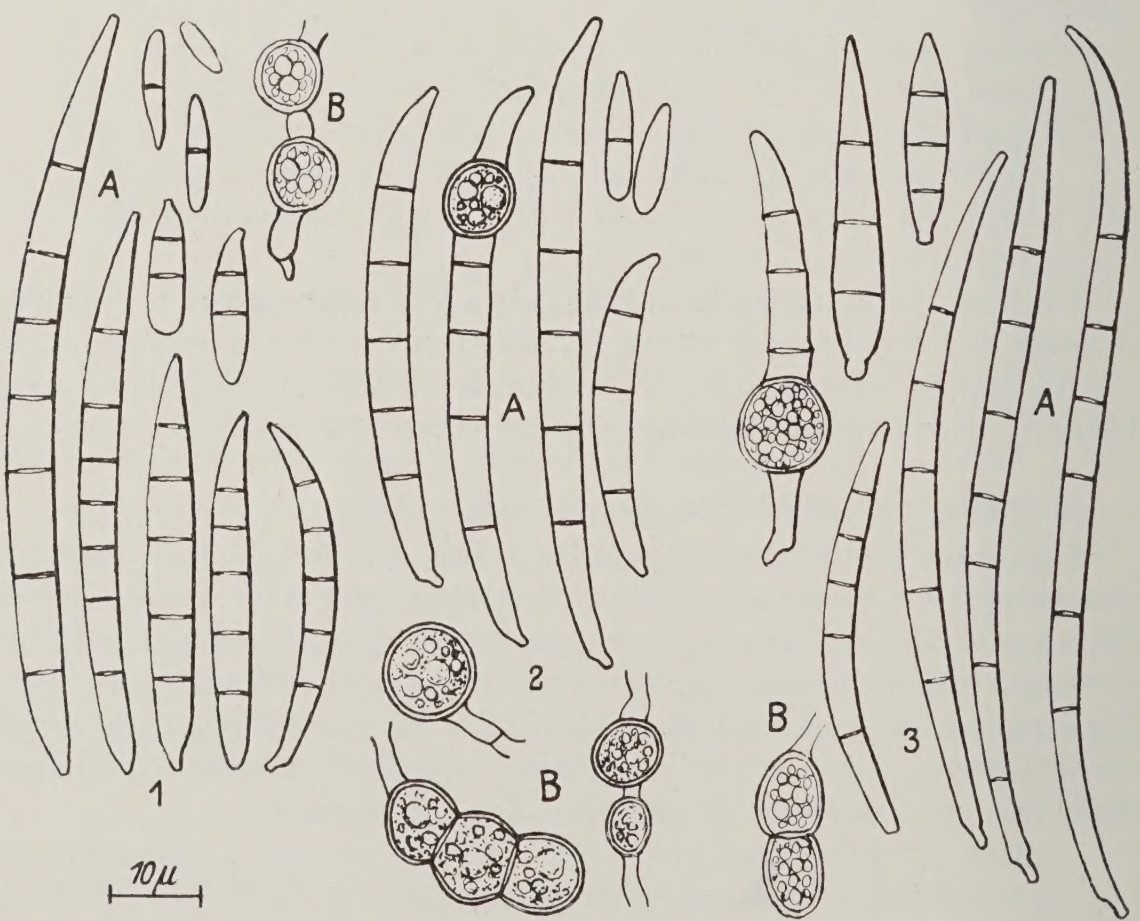

Abb. 14. IX. Gruppe *Arthrosporiella*:
1. *Fusarium diversisporum*. A. Mikro- und Makrokonidien. B. Chlamydosporen
2. *Fusarium concolor*. A. Mikro- und Makrokonidien. B. Chlamydosporen
3. *Fusarium anguioides*. A. Mikro- und Makrokonidien. B. Chlamydosporen

5. *Fusarium diversisporum* Sherb. (Abb. 14)

Konidien von verschiedener Gestalt, kurz, spindelförmig, septiert (3-sept. 28 × 4,3) bis sichelförmig in Sporodochien und ausgebreiteten schleimigen Massen meist 5-septiert 48,5 × 3,63 (41—61 × 2,9—4,4) [ausnahmsweise 6—9-septiert 60—100 × 4,7—5,2], leicht gekrümmt oder etwas hin- und hergewunden, am Scheitel zugespitzt, an der Basis fußzellig, in Masse von rosig-zimtbrauner Färbung. Chlamydosporen interkalar im Myzel und in Konidien entstehend. Sporodochien selten, aber ziemlich ausgedehnt. Luftmyzel reichlich, von mittlerer Feinheit, weiß. Gelbrosige, tongraue, im Alter bernsteinbraune Farbentöne können im Stroma auftreten. Durch die fußzelligen, schmalen, pfriemenförmigen Konidien neigt der Pilz zu *Roseum*, durch die dicken, lanzenförmigen Konidien zu *F. semitectum*. Winzige ein- bis zweizellige, in jüngeren Pilzlagern ziemlich häufige Konidien messen 0-septiert 10 × 3,25 und 1-septiert 12 × 3 (Abb. 14).

Vorkommen auf verschiedenen Pflanzen zum Beispiel auf *Carica papaya, Citrus, Crotalaria, Daucus, Elaeis guineensis, Gossypium, Musa, Phaseolus, Solanum tuberosum, Theobroma, Zea*, sowie in Erde und Luft, in Amerika und Asien.

6. *Fusarium anguioides* Sherb. (Abb. 14)

Syn. *Fusarium anguioides v. caudatum* Sherb.

Konidien von verschiedener Gestalt, kurz, spindelig-lanzen- und keilförmig, beidendig abgerundet oder abgestumpft, 0—3- oder mehrseptiert, und typische schlanke, *F. avenaceum* ähnelnde, leicht gekrümmte oder fast gerade bis schlangenartig gewundene, 1—15-septierte Konidien mit mehr oder minder fußzelliger Basis; die ersteren, wenn 3-septiert 27 × 4,4 (20—38 × 3,9—5,3), die anderen meist 5-septiert 51 × 4,2 (47—68 × 3,9—4,6), seltener 6—7-septiert 76 × 4,6 (65—86 × 4,2—5,2) ausnahmsweise 8—9-septiert 89 × 4,9 (80—102 × 4,3—5,8). Die Färbung der schleimigen Konidienmassen ist rosig, orangegelb bis zimtbraun, die des Stromas lederbraun, ockergelb und ziegelrot (die auf Reisbrei entwickelte ockergelbe bis braune Färbung des Stromas wird bei Zusatz von Ammoniak nicht violett, sondern bleibt gelb, oder wird gelb- bis olivgrünlich). Chlamydosporen in und an Konidien sowie im Myzel interkalar, einzeln (8 μ dick) auch in Ketten oder Knäueln von lederbrauner Färbung.

Vorkommen auf verschiedenen Pflanzengattungen *(Cajanus, Convolvulus, Gossypium, Pisum* und *Solanum)*, ferner in Erde, in Amerika, Asien, selten in Europa. In Japan als Erreger einer Fußkrankheit bei Gartenerbse nachgewiesen.

Die Gruppe Gibbosum

Luftmyzel weiß, bräunlich, seltener gelb, rosa bis karminrot. Stroma ocker- bis schwarzbraun, bisweilen goldgelb bis karminrot;

hervorbrechende knorpelige sklerotiale plektenchymatische Stromata und kugelige Sklerotien von brauner oder dunkelblauer Färbung können vorkommen oder fehlen. Kleinere Konidien mehr oder minder reichlich im jugendlichen Myzel eingestreut, später verschwindend. Größere Konidien in Sporodochien oder Pionnotes, auch in falschen Köpfchen oder Ballen sowie als lockeres Pulver auftretend, in schleimiger Masse von isabelliner, rosiger bis ockriger oder orangeroter Färbung, bei pulveriger Eintrocknung hell, bräunlichweiß. Mikroskopisch erscheinen die typischen Konidien zarthäutig, aber deutlich 3—5—7- oder mehr-septiert je nach Art, dorsiventral, schlank, wenig bis stark sichelförmig mit parabolisch oder hyperbolisch gekrümmter, bisweilen dachartiger, geknickter Rückenlinie und etwas schwächer gekrümmter Bauchlinie, beidendig verschmälert, mit faden- oder peitschenförmiger Scheitelzelle und meist deutlich fußzelliger Basis. Chlamydosporen typisch interkalar, selten terminal, in Konidien und Myzel, rundlich, einzeln, in Ketten oder Knäueln, in Masse braun. Als Schlauchform ist *Gibberella* erkannt (Abb. 15).

Schlüssel zur Bestimmung der *Gibbosum*-Fusarien

Makrokonidien mehr oder minder parabolisch bis sichelförmig gekrümmt
- Makrokonidien 3(3—5)-sept.: 3-sept. 33×4; 5-sept. 46× 4,6 — *F. equiseti*
- Makrokonidien 3—5-sept. 3-sept. 33×3,75; 5-sept. 42×4,3 — *F. equiseti v. bullatum*
- Makrokonidien 3—5-sept.: 3-sept. 28× 3,6; 5-sept. 39× 4,1
  - Perithezien blauschwarz 0,25× 0,22. Sporen 3-sept. 25×5,1 — *Gibberella intricans*

Makrokonidien mehr oder minder hyperbolisch gekrümmt, ± 5-septiert
- Quinqueseptaten 43× 4,4, ziemlich gedrungen, 8—9-mal so lang als dick — *F. scirpi v. compactum*
- Quinqueseptaten ziemlich schlank, 10—12-mal so lang als dick
  - Stroma nicht karminrot bis goldgelb
    - Konidien 5-sept. 43× 4,4; 7-sept. 53× 4,7 — *F. scirpi*
    - Konidien 5-sept. 47× 4; 7-sept. 67×4,1 — *F. scirpi v. caudatum*
  - Stroma karminrot bis goldgelb (Gelb mit Ammoniak blau werdend)
    - Konidien 5-sept. 45× 4,1; 7-sept. 55×4,3 — *F. scirpi v. acuminatum*
  - Perithezien olivgrün bis blauschwarz 0,33—0,5. Sporen 3-sept. 24×5,7 — *Gibberella acuminata*
- Quinqueseptaten sehr lang und schlank, 14—21-mal so lang als dick
  - Stroma nicht karminrot bis goldgelb. Kon. 5-sept. 52× 3,7; 7-sept. 69× 4,2 — *F. scirpi v. filiferum*
  - Stroma karminrot bis goldgelb (Gelb mit Ammoniak blau werdend)
    - Konidien 5-sept. 79× 3,75; 6-sept. 94× 4 — *F. scirpi v. longipes*

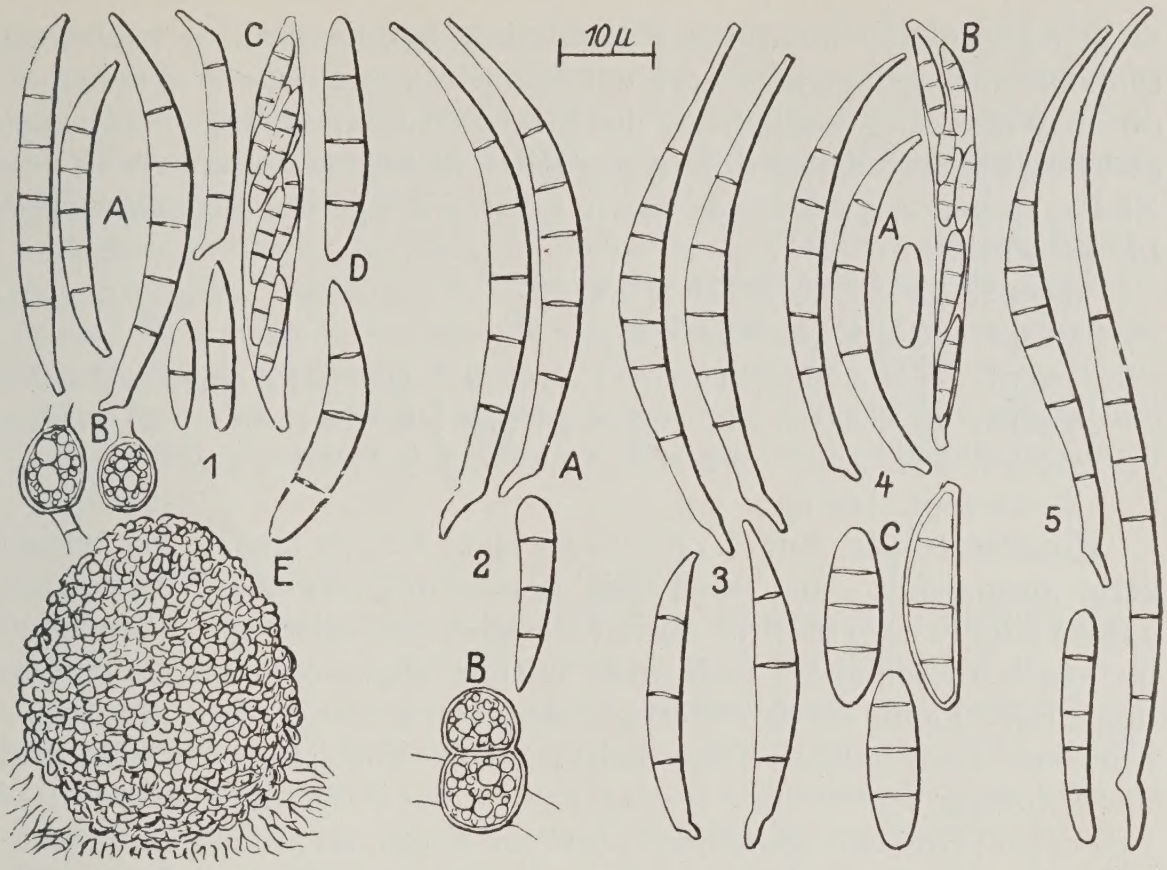

Abb. 15. X. Gruppe *Gibbosum*:
1. *Fusarium equiseti v. bullatum: Gibberella intricans*. A. Mikro- und Makrokonidien. B. Chlamydosporen. C. Askus (× 450). D. Askosporen. E. Perithezium (× 90)
2. *Fusarium equiseti*. A. Makrokonidien. B. Chlamydospore
3. *Fusarium scirpi*
4. *Fusarium scirpi v. acuminatum: Gibberella acuminata*. A. Mikro- und Makrokonidien. B. Askus (× 450). C. Askosporen
5. *Fusarium scirpi v. filiferum*

1. *Fusarium equiseti* (Cda.) Sacc. (Abb. 15)

Syn. *Fusarium equiseti* (Cda.) Sacc. f. 1 Wr.
Selenosporium equiseti Corda; *Fusarium Cordae* Mass.
Fusarium falcatum App. et Wr.; *F. falcatum* App. et Wr. *v. fuscum* Sherb.
F. mucronatum Fautr. in herb. pr. p.; *Fusoma pallidum* Bon.
F. ossicolum (Berk. et Curt.) Sacc.; *Fusisporium ossicola* Berk. et Curt.

Konidien anfangs spärlich im weißlichen bis gelblich- oder rosigweißen Luftmyzel eingestreut, einzellig oder septiert, oval oder länglich bis spindelig-sichelförmig, bisweilen kommaförmig, mit dem Auftreten typischer großer Sichelsporen verschwindend. Makrokonidien in tuberkularen Sporodochien auf plektenchymatischem, blassem oder braunem, nie karminrotem Stroma verschiedener Ausdehnung, oder in schleimigen leicht verfließenden Massen, auch in Ballen, seltener als Pulver verstreut, von anfangs blasser, fast mehlig weißer, dann ockriger bis lachsrosiger, bei harzartiger Eintrocknung honig- bis zimtbrauner, bei pulveriger Verstreuung hellerer Färbung; typisch drehrund spindelförmig, mit parabolischer Krümmung in dem dickeren mittleren Teile und allmählicher Zuspitzung nach den Enden zu, von denen der Scheitel in eine dünne, gerade bis stark gebogene Spitze ausläuft und die Basis fußzellige Gestalt hat; Rückenlinie

mehr oder minder auswärts, Bauchlinie flach einwärts, bei schwach tonnenförmig aufgetriebenen Konidien sehr wenig auswärts gebogen, durch dünne, aber deutliche, in der Trockenstufe ringartig vortretende, gleichmäßig verteilte, selten in der Mitte dichter gedrängt als an den Enden stehende Querwände meist 5-, seltener 3—4-, ausnahmsweise bis 12-septiert:

0-sept. 12 × 2,5 (7—18 × 2,5—6)
1-sept. 16 × 3 (12—24 × 2—4)
3-sept. 33 × 4 meist 15—36 × 2,5—4,8 (12—44 × 2,3—5,5)
5-sept. 46 × 4,6 „ 29—56 × 3—5,3 (26—74 × 2,8—5,7)
7-sept. 56 × 4,8 „ 52—62 × 4,2—5,3 (42—80 × 4—6)
8—12-sept. bis 83 × 5,5

Konidienträger einfach oder verzweigt. Die Seitenäste der baumartig ausgedehnt oder buschartig gestaucht-gedrungen verzweigten Träger sind in zwei bis drei, ausnahmsweise mehrgliedrigen, manchmal mehrfach übereinander stehenden Wirteln angeordnet und haben an den Enden kleine sterigmenartige Zäpfchen in Ein-, Zwei- oder Dreizahl oder auch längere Tragglieder. Sterile und fertile Hyphen sind unregelmäßig septiert und 3,5—4(3—6) μ dick. Chlamydosporen (6—14 μ diam.) rundlich, glatt oder rauh, am Myzel, an alten Konidienträgern sowie in Konidien entstehend, seltener terminal als interkalar, häufiger mehrzellig in Ketten oder Knäueln, als einzellig, in Massen braun.

Vorkommen mit Fußkrankheiten und Fruchtfäule soziert an zahlreichen Feldfrüchten, Zierpflanzen, Unkräutern, im Ackerboden, an herumliegenden Knochen, auch auf anderen Pilzen z. B. *Scleroderma*, in allen Weltteilen. Über die ökonomische Bedeutung des Pilzes sind wir noch nicht genügend unterrichtet.

2. *Fusarium equiseti* (Cda.) Sacc. *v. bullatum* (Sherb.) Wr. (Abb. 15)

Syn. *Fusarium bullatum* Sherb.; *F. bullatum v. roseum* Sh. = *roseo-bullatum* (Sh.) Wr.
F. bullatum Sherb. *v. brevius* Wr. et Rg.
F. bullatum Sherb. *v. minus* Wr. et Rg.
F. equiseti (Cda.) Sacc. *v. bullatum* f. 1 et f. 2 Wr.
? *F. nectriae-palmicolae* P. Henn.
F. terrestris Manns

Die Konidien dieses Pilzes sind im ganzen etwas weniger gekrümmt als bei der Grundart und anderen typischen Vertretern der Gruppe, auch ist der Fuß der Konidienbasis nicht immer scharf ausgeprägt, die Septierung neigt eher nach unten als nach oben, und in der Myzelstufe entstehen oft an *Arthrosporiella*-Fusarien erinnernde lanzenförmige oder *Discolor*-Fusarien ähnelnde subnormale Konidienformen. Typische sporodochiale und pionnotale (Abb. 15) Konidien messen 5-septiert 42 × 4,3 (31—47 × 4,1 — 4,9) und 3-septiert 33 × 3,75 (30—36 × 3,7—3,8). Sie sind in Massen sahne- bis lachsfarbig. Chlamydo-

sporen wie bei der Grundart meist interkalar in Ketten und kleinen bis großen Häufchen. Luftmyzel entsteht gewöhnlich reichlich und ist von mittlerer Höhe und Dichte. Die Färbung ist fast reinweiß, während das Stroma lederfarbige Töne, die sich auch dem Substrat mitteilen können, annimmt.

Vorkommen auf faulenden Pflanzenteilen, Blättern, Blüten, Früchten, Stengeln, Knollen und Wurzeln verschiedener Pflanzen wie *Areca, Beta, Carica, Cocos, Hevea, Hibiscus, Linum, Lycopersicum, Musa, Pisum, Solanum, Tectona, Theobroma* und *Triticum* in tropischen und subtropischen Ländern Asiens und Amerikas. Gelegentlich tritt der Pilz auch auf Schildläusen *(Diaspis)* auf. Als Schlauchform ist festgestellt

3. *Gibberella intricans* Wr. (Abb. 15)

Perithezien einzeln oder gesellig ziemlich lose auf einem winzigen Stroma sitzend, oval, runzelig, 0,25 × 0,22 meist 0,2—0,35 × 0,18 —0,24 (0,17—0,4 × 0,15—0,3) mm, blauschwarz, am Scheitel mit einer Öffnung zum Austritt der Sporen. Die Sporen entstehen zu 8 bis 4, selten zu 2 Stück in ein- bis undeutlich zweireihiger Anordnung in keulenförmigen, vom Grunde des Gehäuses hervorsprießenden, von Paraphysen spärlich begleiteten Schläuchen und sind 3-, sehr selten 1—2- oder 4—7-septiert, spindelförmig, seltener gerade als leicht gekrümmt bis sichelförmig und beidendig ellipsoidisch-kegelförmig (Abb. 15). Die Sporen messen 1-sept. 18 × 5,4 (14—21 × 4,5—6); 3-sept. 25 × 5,1 meist 21—33 × 4,1—5,6 (19—36 × 3,7—7), in 4-sporigen Schläuchen 3-sept. 29 × 5,2 (22—40 × 4—5), in 2-sporigen Schläuchen 35 × 5,5 (29—40 × 5—6). Sie sind bei der Keimung bisweilen 4—7-sept. 30 × 6 (25—40 × 4,5—8). Konidiales Stroma locker oder fest, thallusähnlich, plektenchymatisch, gallertig, rosigweiß, ockerfarbig, oliv- bis kastanienbraun, Luftmyzel heller bis weiß. Konidien im Myzel zerstreut spindelig-lanzenförmig, beidendig spitzig, gerade oder gekrümmt, in allen Größen. Typische schwach sichelförmig gekrümmte, fußzellige größere Konidien entstehen in Pionnotes und gelegentlich in Sporodochien, in Masse von gelblichweißer, rosiger oder hellachsroter Färbung, meist 3—5-, sehr selten 0—2- oder 6—12-septiert:

0-sept. 7,7 × 2,6 (5—11 × 2—4)
1-sept. 16 × 2,9 (12—21 × 2,2—3,5)
3-sept. 28 × 3,6 meist 25—30 × 3,1—4 (17—40 × 2,5—4,5)
5-sept. 39 × 4,1 „ 31—47 × 3,6—4,2 (20—60 × 3—5)
7-sept. 55 × 4,7 „ 46—56 × 4,2—5,1 (40—67 × 3,5—5)
9-sept. 65 × 5,3 (50—65 × 4—5,7)
11-sept. 70 × 5,4 (64—87 × 4,5—6)

Chlamydosporen interkalar in Ketten und Knäueln.

Vorkommen an dürren Blättern von Bananen *(Musa sapientum)*. Die Schlauchform ist anscheinend selten, obgleich sie in Reinkultur

auf sterilisierten Vegetabilien leicht zu erzielen, der Pilz also bei saprophytischer Lebensweise seinen ganzen Entwicklungskreis zu durchlaufen imstande ist. In der Fusisporiumstufe nähert sich *G. intricans* dem Formenkreise der *Arthrosporiella*-Fusarien.

4. *Fusarium scirpi* Lamb. et Fautr. (Abb. 15)

Syn. *Fusarium scirpi* Lamb. et Fautr. f. 1 Wr.; *Fusarium sclerotium* Wr.
F. scirpi Lamb. et Fautr. *v. nigrantum* (= *nigrans*) Benn.
F. scirpi Lamb. et Fautr. *v. pallens* Benn.
F. scirpi Lamb. et Fautr. *v. comma* Wr.; *F. gibbosum* App. et Wr.
F. sclerodermatis Oud. *v. lycoperdonis* Picb.; *F. aleyrodis* Petch
F. chenopodinum (Thüm.) Sacc.; *Fusisporium chenopodinum* Thüm.
Fusoma helminthosporii Corda
Fusarium roseum Lk. f. *solani nigri* Sacc. in Myc. Ven. 367

Sporodochien als blasse, gelblich-rosige oder ockrige bis lachsfarbene, trocken etwa rostbraune stecknadelkopfgroße Punkte vortretend, bald sandartig feinpulverig, bei Nässe verfließend und schleimig, trocken verkrustend hellbraun oder blasser, bisweilen zimtbraun. Luftmyzel locker, flaumig bis filzig, später verschwindend, anfangs hell oder bräunlich; unterer Teil des Stromas leder- bis dunkelbraun, selten mit blauschwarzen kugeligen Sklerotien. Konidien wie bei *Fusarium equiseti*, aber die Scheitelzelle länger, gestreckter und spitzer, die Rückenlinie stärker hyperbolisch, die Scheidewände höher an Zahl und im mittleren Teile oft dichter gedrängt als an den Enden. Kleinere eingestreute Konidien (Abb. 15) anfangs ziemlich häufig, 0—3-septiert, oval, spindelig, nieren- oder kommaförmig, auch keulen- bis lanzenförmig, größere sporodochiale und pionnotale typische Sichelsporen sind 5(5—7)- seltener 3—4- oder 8—11-septiert:

0-sept. 7 × 2,9 meist 6—10 × 2,4—3,5 (5—12 × 2—4)
1-sept. 12 × 3,1 „ 10—15 × 2,7—3,5 (8—20 × 2—4)
3-sept. 27 × 3,9 „ 17—44 × 3,3—4,5 (10—55 × 2,5—7,3)
5-sept. 43 × 4,4 „ 22—66 × 4—5,3 (20—73 × 3—6)
7-sept. 53 × 4,7 „ 36—71 × 4,2—5,5 (30—75 × 3,8—6)
9-sept. 67 × 5,2 (51—83 × 4,5—6)

Chlamydosporen interkalar, seltener terminal, meist in Ketten oder Knäueln brauner Färbung, seltener einzeln, 10 (7—14)μ dick, rundlich. Sklerotien, wenn auftretend, kugelig, braun bis dunkelblau, 60—80μ dick.

Vorkommen als Erreger von Fußkrankheit an Getreide, auch gelegentlich als Fruchtfäuleerreger an Kernobst, aber von verhältnismäßig geringer ökonomischer Bedeutung. An zahlreichen Pflanzengattungen. Mehr oder minder Kosmopolit.

5. *Fusarium scirpi* Lamb. et Fautr. *v. compactum* Wr.

Syn. *Fusarium scirpi* Lamb. et Fautr. *v. compactum* f. 1 Wr.

Unterscheidet sich von der Grundart durch gedrungenere, nämlich kürzere und dickere, am Scheitel nicht fadenförmig verlängerte, meist

5-, seltener 3—4-, ausnahmsweise mehr oder weniger septierte Sichelsporen:

3-sept. 27 × 4,7 meist 25—31 × 4,2—5,4 (17—40 × 3,5—6)
5-sept. 41 × 4,9 „ 36—47 × 4,3—6 (30—55 × 3,7—6,5)
7-sept. 42 × 5 (37—52 × 4,5—6)

Das Stroma kann auf kohlehydratreichen Substraten eine karminrote und goldgelbe bis ockerbraune (Gelb und Ocker mit Ammoniak blauwerdend) Färbung annehmen. Die Rotfärbung ist bald stärker, bald undeutlich und fehlte bei einem früher als „forma I" besonders bezeichneten Vertreter einer Isolierung des Pilzes von Baumrinde aus Holländisch Neu-Guinea. Die Chlamydosporen sind wie bei der Grundart häufig, meist interkalar, und in der Reife nach Austrocknung oft deutlich runzelig.

Vorkommen als Verfärber der Baumwollfaser in der Kapsel sowie in Textilien, die durch die braune oder rötliche Färbung im Ansehen leiden und wegen der durch den Pilz bewirkten Brüchigkeit eine geringere Bewertung erfahren. Außer an Baumwolle *(Gossypium)* noch an Rübe *(Beta)*, Mohn *(Papaver)* und Rüster *(Ulmus)* vereinzelt nachgewiesen, in Europa, Amerika, Afrika, Neu-Guinea.

6. *Fusarium scirpi* Lamb. et Fautr. *v. acuminatum* (Ell. et Ev.) Wr.

Syn. *Fusarium acuminatum* Ell. et Ev.; ? *Fusidium aloës* Kalch. et Cke.
Fusarium arcuosporum Sherb.; *F. erubescens* App. et Ov.
F. ferruginosum Sherb.
F. hippocastani (Cda.) Sacc.; *Selenosporium hippocastani* Cda.
F. lanceolatum Pratt; *F. pseudoeffusum* Mur.; *F. russianum* Manns
F. sanguineum Sherb. (non Fries)

Stroma plektenchymatisch, verschiedenfarbig, blutrot, purpur, gelb, bisweilen sklerotial vorbrechend, dunkelblau, braun oder blaß. Luftmyzel weiß oder rosig. Konidien (Abb. 15) in Sporodochien und Pionnotes orangefarbig, sichelförmig, an beiden Enden verschmälert, der Scheitel mehr oder minder fadenförmig verlängert, die Basis fußzellig oder nur mit einem Anhängsel versehen, manchmal auch abgerundet bis abgestutzt, 5-, seltener 3—4-, ausnahmsweise 0—2- oder 6—7-septiert:

0-sept. 8,6 × 3 (4—12 × 2—5); 1-sept. 15 × 2,8 (11—12 × 2,2—4)
3-sept. 31 × 3,5 meist 24—37 × 3—4,2 (16—44 × 2,5—4,5)
5-sept. 45 × 4,1 „ 34—54 × 3,1—4,3 (28—61 × 3—5,3)
7-sept. 55 × 4,3 „ 41—61 × 3,8—5 (45—84 × 3,2—5,2)

Chlamydosporen interkalar, meist in Ketten und Knäueln, selten terminal, in Konidien oft auch einzellig oder zweizellig, kugelig 11,7 (7—20), 1-sept. 25 × 15 (20—30 × 10—18), in Masse braun.

Vorkommen in ähnlicher Verbreitung wie die Grundart an vielen Pflanzen mehr oder minder in allen Weltteilen.

Als Schlauchform ist nachgewiesen

7. *Gibberella acuminata* Wr. (Abb. 15)

Syn. *Gibberella Saubinetii* (Dur. et Mont.) Sacc. *f. dahliae* Sacc. in Myc. Ven 1467
? *Nectria dahliae* Richon in Cat. Champ. Marne, nr. 1458, 1889

Perithezien olivgrün bis blauschwarz, kugelig-kegelförmig, rauh, ⅓—½ mm dick, ein- oder in kleinen Gruppen auf olivfarbigem Stroma ziemlich lose haftend. Sporen (Abb. 15) in meist 8-sporigen Schläuchen spindelförmig, beidendig kegelstumpflich, wenig gekrümmt (die Dorsale etwas stärker als die Ventrale gebogen), in der Keimung fast gerade, 3(1—3)-septiert:

3-sept. 24 × 5,7 meist 22—26 × 5—6 (17—36 × 4—9)
1-sept. 18 × 6 „ 16—22 × 5—8 (13—25 × 4—9)

Vorkommen auf dürren Ästen des Bergahorns *(Acer pseudoplatanus)*, kranken Maisschäften *(Zea mays)* und faulenden Dahlienstengeln *(Dahlia variabilis)* in Europa und Australien.

8. *Fusarium scirpi* Lamb. et Fautr. *v. caudatum* Wr.

Syn. *Fusarium scirpi* Lamb. et Fautr. *v. caudatum* f. 1 Wr.
F. caudatum Wr.; *F. caudatum v. volutum* Wr.; *F. Moronei* Curzi

Konidien verhältnismäßig schmal, typisch mit etwas fadenförmig verlängerter, gestreckter oder verschieden stark gekrümmter Scheitelzelle und fußzelliger Basis, 5-, selten mehr oder minder septiert:

1-sept. 14 × 3
3-sept. 24 × 3,3 meist 17—29 × 2,5—4,5 (13—33 × 2,3—5)
5-sept. 47 × 4 „ 26—55 × 3,6—4,2 (22—80 × 3—5)
7-sept. 67 × 4,1 (54—80 × 3,5—4,5)

Chlamydosporen reichlich vorhanden. Stroma hell oder braun, nie karminrot oder blau.

Vorkommen an faulenden oder dürren Pflanzenteilen, ferner mit Schildläusen z. B. *Lepidosaphes* soziert auf *Citrus*, einmal auch *(F. Moronei)* in Pusteln des Felles eines an *Dermatitis pustularis* erkrankten Hundes zusammen mit *Mucor*, der das *Fusarium* in seiner Pathogenität weit übertreffen soll. In Amerika, seltener in Europa.

Der Pilz kommt in Rassen mit mehr oder weniger stark gekrümmten, bisweilen auch hin- und hergewundenen (s-förmigen) oder hufeisenförmigen Konidien vor, die durch Übergänge eng verbunden, daher jetzt alle als miteinander identisch aufgefaßt sind.

9. *Fusarium scirpi* Lamb. et Fautr. *v. longipes* (Wr. et Rg.) Wr.

Syn. *Fusarium longipes* Wr. et Rg.

Stroma ausgebreitet oder vorbrechend, plektenchymatisch, glatt oder runzelig, weiß, dann karminrot und gelb bis ockerbraun. Konidien in Sporodochien und Pionnotes, bisweilen in kleinen Säulchen vorquellend, ocker- bis orangefarbig, länglich, sichelförmig, parabolisch oder hyperbolisch gekrümmt, beidendig verschmälert, die Scheitelzelle in eine mehr oder minder lange, meist gebogene, hin- und hergewundene oder hakig gekrümmte fadenförmig verlängerte Spitze auslaufend, die

Basis langfüßig: Konidien 5(4—6)-septiert 79 × 3,75 meist 45—86 × 3,5—4 (36—104 × 2,75—4), kleinere mit kurzem Fuß ausgestattete Konidien im Luftmyzel verstreut 45 × 3,5 (36—53 × 2,75—4). Chlamydosporen interkalar, meist einzeln, 6—9μ dick, rundlich oder oval, etwas rauh.

Vorkommen an reifen, lebenden Blättern der Banane *(Musa sapientum)* in Honduras, Mittelamerika.

10. *Fusarium scirpi* Lamb. et Fautr. *v. filiferum* (Preuß) Wr. (Abb. 15)

Syn. *Fusarium filiferum* (Pr.) Wr.; *Fusoma filiferum* Preuß
Fusarium caudatum Wr. *v. solani* Sherb.; *F. equiseticola* All.
Fusisporium incarnatum Rob. *f. tussilaginis farfarae* Sacc.
Fusarium mycophytum (W. G. Sm.) Mass.; *Fusisporium mycophytum* W. G. Smith
Fusarium osteophilum Speg.

Unterscheidet sich von der „*v. longipes*" hauptsächlich durch etwas höhere Septierung der Konidien und durch das Fehlen der karminroten bis gelben Färbung des Stromas. Konidien (Abb. 15) in Sporodochien und Pionnotes bernsteingelb, honig- bis ockerbraun, mit peitschenartiger Verlängerung des Scheitels und langfüßiger Basis, 5—7-, seltener 3—4- oder 8—10-, ausnahmsweise bis 12-septiert, anfangs im Luftmycel auch kleinere, ovale bis spindelförmige, beidendig abgerundete bis kegelförmige gerade oder schwach gebogene, subnormale Konidien der Fusisporiumstufe eingestreut:

0-sept. 7,7 × 3,3 (5—10 × 2,7—4); 1-sept. 13 × 3,5 (9—16 × 3—4)
3-sept. 27 × 3,2 meist 23—34 × 2,5—4,4 (19—40 × 2—5)
5-sept. 52 × 3,7 „ 35—76 × 3,3—4,5 (22—87 × 2,5—6)
7-sept. 69 × 4,2 „ 57—84 × 3,7—5,1 (50—114 × 3,2—6,5)
9-sept. 81 × 4,1 „ 77—90 × 4—5 (58—121 × 3,5—6)
11—12-sept. 60—132 × 3,5—5,5

Chlamydosporen 12(6—16)μ dick, rundlich oder oval, interkalar, glatt oder runzelig, kettig oder knäuelig gehäuft. Stroma thallusartig, bisweilen sklerotial vorbrechend, braun.

Vorkommen auf faulenden Pflanzenteilen, ferner auf Knochen, Heuschrecken *(Nomadacris septemfasciata)*, auch auf Hutpilzen *(Agaricus)*, Bovist *(Scleroderma)* und Rostpilzen *(Puccinia poarum* auf Huflattichblättern, *Tussilago farfara)*. In Europa, Nordamerika und Südwestafrika.

Die Gruppe Discolor

Größere Konidien verhältnismäßig derbhäutig, kräftig septiert, spindelig-sichelförmig, beidendig verschmälert, ungleichseitig gekrümmt (Dorsale vorgewölbt, Ventrale flacher einwärts, bisweilen auch etwas auswärts gebogen), mit flaschenhalsartig eingeschnürtem, schnabelförmig gekrümmtem oder kegelförmigem bis abgestumpftem oder abgerundetem Scheitel und fußzelliger Basis bei voller Entwicklung und

Reife. Sporodochiale und pionnotale Konidienmasse ocker-, rosa-, lachs- oder orangefarbig. Einige Pilze haben eine Fusisporiumstufe mit kleineren oder mittelgroßen nicht fußzelligen, 0—3- oder mehrseptierten ovalen, spindelig-walzenförmigen, geraden oder gekrümmten Konidien, die vorherrschen können oder beim Auftreten von Sporodochien verschwinden (z. B. *Fusarium trichothecioides*), andere haben bald ziemlich schmale zum *Roseum*-Typ neigende, bald gedrungenere Konidien *(F. heterosporum)*. Das Stroma ist flach, ausgebreitet, luftmyzelreich, unten plektenchymatisch, hier und da sklerotial vorbrechend, verschiedenfarbig, hell, karmin- bis purpurrot, gelb, braun, seltener blau, bei einigen Pilzen auch blaß und gleichfarbig. Kugelige blaue, braune oder helle Sklerotien können vorkommen oder fehlen. Luftmyzel reichlich entwickelt, weiß, rosig oder mit Einschlag stromatischer Farbentöne. Chlamydosporen weniger terminal als interkalar, einzeln, in Ketten oder Knäueln, in Masse braun. Als Schlauchform ist *Gibberella* bei einigen Pilzen nachgewiesen. (Abb. 16, 17, 18 und 19)

Untergruppen der *Discolor*-Fusarien

Nicht fußzellige Konidien der Fusisporiumstufe vorherrschend. Fruchtlager flockig, *Trichothecium* ähnelnd	*Trichothecioides*
Fußzellige Konidien vorherrschend, in Sporodochien und Pionnotes entwickelt:	
Triseptaten typisch 3—4,1 μ dick	*Neesiola*
Triseptaten typisch 4,1—7—9 μ dick	*Saubinetii*

Schlüssel zur Bestimmung der *Discolor*-Fusarien

Makrokonidien 3—4 μ dick, 3- oder 3—5-septiert	
Stroma gelb, bräunlichweiß, nicht karminrot	
Konidien typisch 3(4—5)-septiert: 3-sept. 27 × 3,2; 5-sept. 35 × 3,8	*F. heterosporum*
Konidien typisch 3—5-septiert: 3-sept. 30 × 3,6; 5-sept. 38 × 4	*F. reticulatum* f. 1
Stroma karminrot und gelb, bisweilen sklerotial, blau, braun, ocker	
Konidien 3(3—5)-septiert: 3-sept. 26 × 3,4; 5-sept. 34 × 3,5	*F. reticulatum*
Konidien wie *F. reticulatum*, Perithezien blauschwarz 0,12—0,24 mm, Sporen 3 sept. 19,6 × 4,8 (17—20 × 4,5—5,25), 1-sept. 13—16 × 4,25—5	*Gibberella cyanea*
Konidien 3—5(0—7)-septiert: 3-sept. 26 × 3,3; 5-sept. 39 × 3,8; 7-sept. 53 × 3,8	*F. reticulatum v. negundinis*
Makrokonidien 4—5 (5,5) μ dick, ± 3—5-septiert	
Stroma karmin-purpurrot, kastanienbraun, gelb, rosig	
Konidien typisch nicht verschiedensporig, sondern ±sporodochial	
Konidien verhältnismäßig gedrungen, in Sporodochien u. Pionnotes	
Konidien meist 3-, selten 4—5-sept.: 3-sept. 25 × 4,9; 5-sept. 30 × 5,3	*F. sambucinum* f. 2
Konidien ± 3—5-septiert	

Blaue Sklerotien und Plektenchyme fehlen
Konidien 3-sept. 27 × 4,7; 5-sept. 34 × 5 — *F. sambucinum*
Konidien wie *F. sambucinum;* Perithezien 0,26 × 0,24 mm; Sp. 3-sept. 26 × 6 — *Gibberella pulicaris*
Blaue Sklerotien und Plektenchyme vorhanden
Konidien 3-sept. 28 × 4,2; 5-sept. 34 × 4,8 — *F. sambucinum* f. 1
Konidien wie *F. sambucinum* f. 1; Perithezien 0,24 × 0,21 mm; Sporen 3-sept. 25 × 4,8 — *Gibberella pulicaris* v. *minor*

Konidien verhältnismäßig länglich, schlank
Konidien 5(3—5)-septiert: 3-sept. 40 × 4,4; 5-sept. 61 × 4,9; 7-sept. 84 × 5 — *F. sublunatum v. elongatum*

Konidien 3—5-septiert
Konidien 3-sept. 41 × 4,3; 5-sept. 51 × 4,9; 7-sept. 73 × 5,4 — *F. graminearum*
Konidien wie *F. graminearum*; Perithezien 0,2 × 0,17 mm, Sp. 3-sept. 22,7 × 4 — *Gibberella Saubinetii*
Konidien 3-sept. 30 × 4,3; 5-sept. 36 × 4,5; 7-sept. 41 × 4,7 — *F. flocciferum*
Konidien wie *F. flocciferum*; Perith. 0,15—0,25 × 0,1—0,25 mm; Sp. 3-sept. 22,6 × 4,2 — *Gibberella heterochroma*
Konidien typisch verschiedensporig, gedrungen oder schlank
Konidien 3-sept. 31 × 4,2 (einige 29 × 4,8; andere 33 × 3,4); 5-sept. 40 × 4,4 (einige 37 × 5,2; andere 43 × 3,6); 7-sept. 44 × 4,7 — *F. heterosporum v. congoense*

Stroma nicht karmin-purpurrot werdend
Stroma verschieden gelb. Kon. 3-sept. 28 × 4,5; 5-sept. 38 × 5,1 — *F. sambucinum* f. 6
Stroma ockergelb, braun, blau
Blaue Stromafarbe in die Pionnotes eindringend. Kon. 3-sept. 25 × 5,2; 5-sept. 29 × 5,5 — *F. sambucinum* f. 5
Blau verhältnismäßig selten entwickelt. Kon. 3-sept. 28 × 4,5; 5-sept. 35 × 4,7 — *F. sambucinum* f. 4
Stroma lederbraun und gelb. Kon. 3-sept. 27 × 4,1; 5-sept. 31 × 4,2 — *F. sambucinum v. minus*

Makrokonidien 5—9 μ dick, 3-, 3—5-, 5- oder 5—7-sept.
Makrokon. 3-, seltener 4—5-sept.: 3-sept. 42 × 8,8; 5-sept. 51 × 8,9 — *F. tumidum v. humi*
Makrokon. 3—5-septiert
Stroma blaß, gelb bis bräunlichweiß
Konidien 3-sept. 33 × 7,6; 5-sept. 48 × 8,5; 7-sept. 63 × 9,1 — *F. tumidum*
Stroma rosig, aber nicht karminrot
Konidien 3-sept. 27 × 5,1; 5-sept. 40 × 5,5 — *F. trichothecioides*
Stroma rot- bis blau-violett
Konidien 3-sept. 32 × 5,6; 5-sept. 41 × 6 — *F. bactridioides*
Makrokonidien 5(3—5—7)-septiert
Blauschwarze kugelige Sklerotien fehlen
Konidien 3-sept. 29 × 6,1; 5-sept. 38 × 6,6; 7-sept. 46 × 7,1 — *F. culmorum*

Konidien 3-sept. 31 × 5,1; 5-sept. 44 × 5,9; 7-sept. 53 × 5,7 — *F. culmorum v. cereale*

Blauschwarze Sklerotien vorhanden
Konidien 3-sept. 37 × 5; 5-sept. 56 × 5,9; 7-sept. 69 × 5,9 — *F. sublunatum*

Makrokonidien 5—7(3—14)-septiert
Konidien 3-sept. 32 × 5,3; 5-sept. 46 × 5,5; 7-sept. 66 × 5,5; 9-sept. 72 × 5,5 — *F. macroceras*

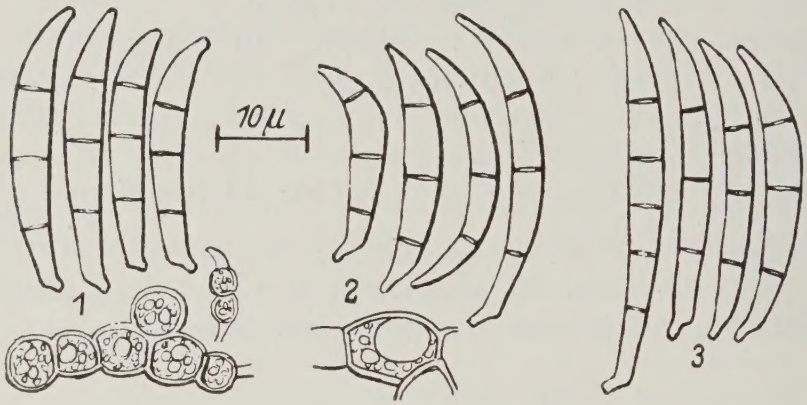

Abb. 16. XI. Gruppe *Discolor:* Untergruppe *Neesiola*.
1. *Fusarium heterosporum*. 2. *F. reticulatum*. 3. *F. reticulatum v. negundinis*

a) Untergruppe *Neesiola* (Abb. 16)

1. *Fusarium heterosporum* Nees (Abb. 16)

Syn. *Atractodorus graminum* Klotzsch (mspt.)
Fusarium lolii (W. G. Sm.) Sacc.; *Fusisporium lolii* W. G. Sm.; *Exosporium lolii* Spr.
Fusarium heterosporum Nees v. lolii (W. G. Sm.) Wr.
F. heterosporum Nees *v. paspalicola* (P. Henn.) Wr.; *F. paspalicola* P. Henn.
F. heleocharidis Rostr.; *F. parasiticum* Ell. et Kell.; *F. pucciniophilum* Sacc. et Syd.
F. stromaticum Del.; *F. secalis* Fée.

Sporodochien gallertig, verfließend, orange- bis ziegelrot. Konidien typisch spindelig-sichelförmig, einige gedrungen, andere schlank, gekrümmt, beidendig verschmälert, fußzellig, Scheitelzelle bei den gedrungeneren Konidien flaschenhalsartig eingeschnürt und schnabelförmig gebogen, bei den schlankeren Konidien allmählich zugespitzt und gekrümmt. Die schlanken Formen neigen zum „*Roseum*-Typ". Stroma locker, flockig, luftmyzelreich, weiß, zitronen- bis schwefelgelb und inkarnat, der untere dichtere plektenchymatische Teil bernsteinbraun. Konidien zerstreut, in falschen Köpfchen, in Sporodochien oder Pionnotes auftretend, an mehr oder minder reich verzweigten Konidienträgern entstehend, 3-, seltener 4—5- und 0—2-, ausnahmsweise 6—10-septiert:

0-sept. 11 × 3; 1-sept. 14 × 3
3-sept. 27 × 3,2 meist 18—37 × 2,4—4,3 (15—49 × 2—5,1)
5-sept. 35 × 3,8 „ 33—42 × 3,4—4,8 (27—51 × 2,8—5,5)
7-sept. 42 × 4,3; 9-sept. 47 × 5; 10-sept. bis 62 × 5,5

Chlamydosporen interkalar meist in Ketten, seltener in Konidien entstehend (Abb. 16).

Vorkommen auf Gräsern, häufig auf Mutterkorn *(Claviceps)* schmarotzend, aber auch auf Körnern und Spelzen vorhanden. *F. heterosporum* ist von fast kosmopolitischer Verbreitung. Einige Pilzstämme sind verhältnismäßig kleinsporig und daher früher als Arten oder Varietäten besonders benannt. Ob Spezialrassen des Pilzes vorkommen, wissen wir nicht. Bei Übertragung auf Apfelfrüchte erzeugt der Pilz eine Fäule.

2. *Fusarium heterosporum* Nees *v. congoense* Wr.

Syn. *Fusarium congoense* Wr.; *F. congoense* Nees v. *septatius* Wr. (nom. nud.)
F. heterosporum Nees *v. congoense* f. 1 Wr.

Unterscheidet sich von *F. heterosporum* durch größere Konidien und Entwicklung eines karminroten Farbentones im Stroma. Konidien 3—5-, selten mehr- (6—10)- oder weniger-(0—2)-septiert:

3-sept. 31 × 4,2 (einige gedrungener 29 × 4,8; andere schlanker 33 × 3,4 meist 26—39 × 3,1—5,2 (22—40 × 2,7—6)
5-sept. 40 × 4,4 (einige 37 × 5,2; andere 43 × 3,6) meist 32—42 × 3,1—5,7 (29—45 × 2,7—7)
7-sept. 44 × 4,7 meist 41—45 × 4,1—5,5 (38—54 × 3—6)
9-sept. 56 × 5,5

Chlamydosporen interkalar.

Vorkommen auf Gräsern, häufig auf Mutterkorn *(Claviceps)* schmarotzend, in Afrika.

3. *Fusarium reticulatum* Montagne (Abb. 16)

Syn. *Fusarium ampelodesmi* Fautr. et Roum.; *F. epithele* McAlp.
F. flavidum (Bon.) Sacc.; *Fusisporium flavidum* Bon.
F. leucoconium Corda; *F. orchidis* Petch; ? *F. punctiforme* Dur. et Mont.

Fruchtlager weiß-rosig mit reichlichem Luftmyzel, plektenchymatischer Basis goldgelber bis purpurroter Färbung und bisweilen sklerotialen vorbrechenden, knorpeligen Körpern von dunkelblauer Färbung. Konidien (Abb. 16) in Sporodochien und Pionnotes als gallertige hell orangefarbige Masse abgelagert, von reich verzweigten Trägern abgeschnürt, sichelförmig, beidendig allmählich, bei gedrungeneren Formen plötzlich verschmälert, fußzellig, 3(4—5)-septiert, ausnahmsweise mehr oder minder septiert:

3-sept. 26 × 3,4 meist 22—29 × 3—3,7 (17—40 × 2,5—4)
5-sept. 34 × 3,5 „ 33—36 × 3,5 (28—40 × 3—4)

Vorkommen auf kürbisartigen Gewächsen, Gräsern und anderen Pflanzen, gelegentlich auch auf Molkereierzeugnissen (Milch) und im Humus. Der Pilz, auf Äpfel übertragen, erzeugt eine Fruchtfäule.

Als Schlauchform des *F. reticulatum* kommt in Frage:

4. *Gibberella cyanea* (Sollm.) Wr.

Syn. *Sphaeria cyanea* Sollm.; *Botryosphaeria cyanea* (Sollm.) Wse.
Gibberella pulicaris (Fr.) *f. robiniae* Syd.

Perithezien blauschwarz, rundlich, rauh, 0,12—0,24 mm dick. Sporen spindelig-sichelförmig, schwach gekrümmt, 3-septiert 19,6 × 4,8 (17—20 × 4,5—5,25); 1-septiert 13—16 × 4,25—5. Vorkommen auf abgestorbenen Zweigen und Wurzeln der Robinie *(Robinia pseudacacia)* in Deutschland und Italien.

5. *Fusarium reticulatum* Mont. f. 1 Wr.

Die Konidien dieses Pilzes sind bisweilen etwas schlanker als bei der Grundart und nicht immer deutlich fußzellig beim Verharren in der Fusisporiumstufe, in welcher er Formen entwickelt, wie sie bei Vertretern der Gruppe *Arthrosporiella* vorherrschen. Das Stroma ist blaß, inkarnat-isabellin bis lederbraun. Karminrot fehlt. Sklerotien sind nicht beobachtet. Konidien typisch 3—5-septiert: 3-sept. 30 × 3,6 meist 21—36 × 3—4,3 (19—44 × 2,5—6); 5-sept. 38 × 4 meist 34—49 × 3,5—4,8 (30—54 × 3,5—6); kleinere Konidien eingestreut, einzellig 10 × 2,8 (6—16 × 2—5); 1-sept. 15 × 2,7 (12—22 × 2,3—4). Vorkommen auf Molkereierzeugnissen (Käse) sowie auf faulenden Rüben *(Beta vulgaris)* in Europa.

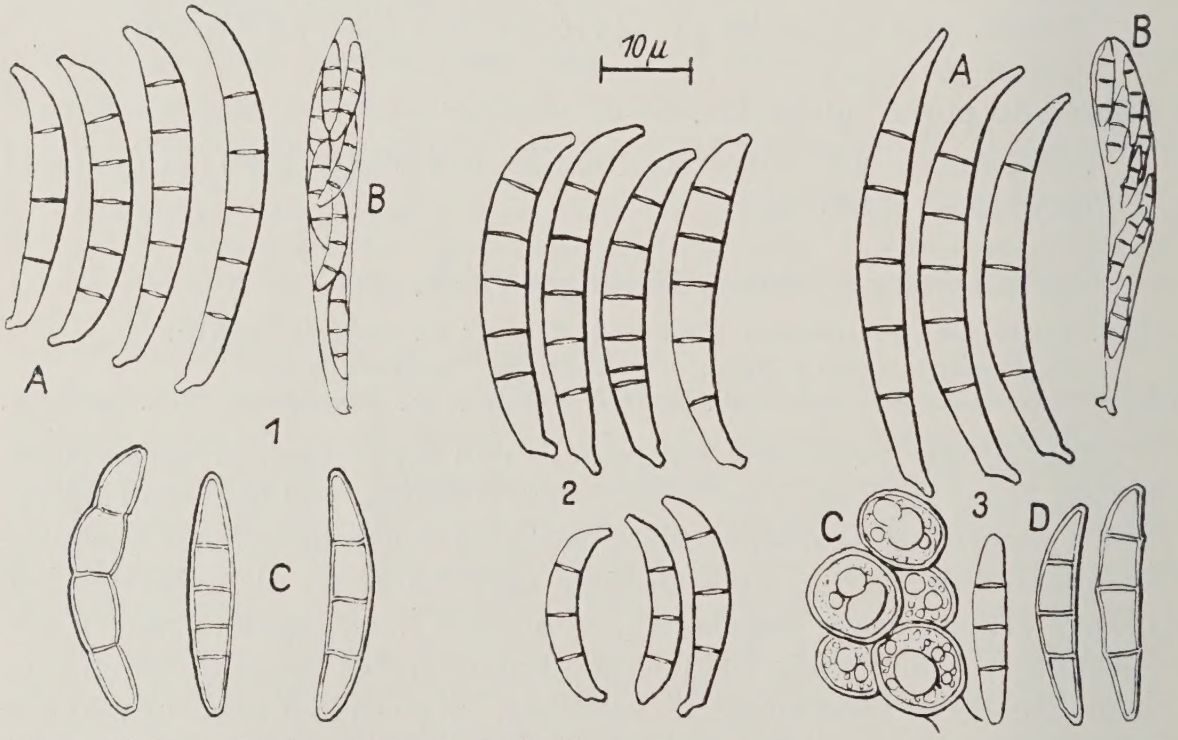

Abb. 17. XI. Gruppe *Discolor:* Untergruppe *Saubinetii*
1. *Fusarium sambucinum: Gibberella pulicaris.* A. Makrokonidien. B. Askus (× 450). C. Askosporen.
2. *Fusarium sambucinum* f. 6
3. *Fusarium flocciferum: Gibberella heterochroma.* A. Makrokonidien. B. Askus (× 450). C. Chlamydosporen D. Askosporen

6. *Fusarium reticulatum* Mont. *v. negundinis* (Sherb.) Wr. (Abb. 16)

Syn. *Fusarium negundi* Sherb.

Unterscheidet sich von der Grundart durch höhere Septierung der Konidien: 3—5-, sehr selten mehr (6—7)- oder minder (0—2)- sep-

tierte Konidien entstehen in orangefarbigen Sporodochien und Pionnotes auf verschieden gefärbtem, ockergelbem bis karmin-purpurrotem, flachem oder runzeligem manchmal von sklerotial vorbrechenden dunkelbraunen bis schwarzblauen knorpeligen Körpern durchsetztem und dadurch verdicktem Stroma und messen 0-septiert 9 × 2,5 (7—11 × 2—2,5); 1-sept. 14 × 2,5 (12—19 × 2,2—3); die typischen Sichelkonidien 3-sept. 26 × 3,3 meist 25—30 × 3,2—3,4 (19—35 × 2,7—4); 5-sept. 39 × 3,8 meist 32—41 × 3,2—4,3 (30—60 × 2,7—4,5); 7-sept. 53 × 3,8 (45—65 × 3,5—4). Chlamydosporen meist in langen Ketten sowie in Knäueln brauner Färbung, seltener einzeln oder paarig, im Myzel und in Konidien.

Vorkommen als Holzverfärber und Krankheitserreger in lebenden Eschenahorn-Bäumen *(Acer negundo)* sowie auch in Bienenkörben als eingeschleppter Pilz in Nordamerika, (Wisconsin, U.S.A.)

b) Untergruppe *Saubinetii*

7. *Fusarium sambucinum* Fuck. (Abb. 17)

Syn. *Fusarium aridum* Pratt; *F. Delacroixii* Sacc.; *F. fraxini* All.
F. discolor App. et Wr.; *F. discolor* App. et Wr. *v. triseptatum* Sherb.
F. granulare Kalch.; *F. herbarum* (Cda.) *Fr. v. conii-maculati* Roum. in herb. pr. p.
F. hordei (W. G. Sm.) Sacc.; *Fusisporium hordei* W. G. Sm.
F. maydis Kalch.; *F. pannosum* Mass.
F. pulvinatum (Berk. et Br.) Sacc. *Fusisporium pulvinatum* Berk. et Br.
F. ricini (Bér.) Bizz.; *Fusisporium ricini* Bér.
F. roseum Lk. pr. p.; *Fusidium roseum* Lk. pr. p.
F. sambucinum Fuck. var. *medium* Wr.; *F. subcarneum* Crouan
F. tenellum Sacc. et Briard
F. tenuissimum (Peck) Sacc. *Fusisporium tenuissimum* Peck
Microcera tasmanica McAlp.; *Discofusarium tasmaniense* Petch
Pionnotes vagans Speg.; *Fusarium violaceum* Crouan (non Fuck.)

Konidien spindelig-sichelförmig, gekrümmt, beidendig etwas hakig einwärts gebogen, am Scheitel eingeschnürt oder kegelförmig, an der Basis fußzellig, derbhäutig, selten mit kleineren, im weißen, dann goldgelben oder rosigen Luftmyzel eingestreuten 0—2-septierten subnormalen Sporen verschiedener Gestalt untermischt. Sichelform in Sporodochien und Pionnotes rosiger bis lachs-orangeroter Färbung in schleimigen, bisweilen durch den Einschlag stromatischer karminroter, kastanienbrauner oder ockeriger Farbentöne des plektenchymatischen oder sklerotial vorbrechenden Stromas veränderten Massen, 3—5-, sehr selten 6—7-septiert: 3-sept. 27 × 4,7 meist 23—33 × 3,5—5,2 (16—40 × 3—6); 5-sept. 34 × 5 meist 26—42 × 3,8—5,6 (22—55 × 3,5—6); 7-sept. 42 × 5,2 (35—56 × 3,7—6). Das sklerotiale Stroma bricht oft in blumenkohlartig rauhen bis 1 cm hohen knorpeligen, maschigen oder blasigen, stilboiden Körperchen meist dunkelbrauner Färbung hervor. Chlamydosporen interkalar, kugelig, einzeln, in Ketten oder Knäueln, verhältnismäßig selten.

Vorkommen im Holz, an berindeten Ästen, an Stengeln, Blättern, Früchten, Wurzeln, Knollen usw., auf Bäumen, Sträuchern, Stauden, Nutz- und Zierpflanzen sowie Unkräutern, meist in Verbindung mit Zersetzungserscheinungen als Saprophyt oder schwacher Parasit (z. B. als Fruchtfäuleerreger an Kernobst und kürbisähnlichen Gewächsen), auf Acacia, Citrus und Eucalyptus zusammen mit Schildläusen und anderen Insekten. Kosmopolit.

Fusarium sambucinum ist die Nebenfruchtform von

8. *Gibberella pulicaris* (Fr.) Sacc. (Abb. 17)

Syn. *Sphaeria pulicaris* Fr.; *Nectria pulicaris* Tul.; *Gibbera pulicaris* Fr.
Botryosphaeria pulicaris (Fr.) Ces. et Ntrs. pr. p.
Gibberella pulicaris (Fr.) Sacc. *f. elaeagni* Syd., Myc. march. 1817
G. pulicaris (Fr.) Sacc. *f. evonymi-japonici* Sacc., Myc. ven. 1466
Sphaeria cyanogena Desm.; *Botryosphaeria cyanogena* (Desm.) Niessl
Gibberella cyanogena (Desm.) Sacc.
Sphaeria flacca Wallr. pr. p.; *Gibbera flacca* Fuck.; *Gibberella flacca* (Wallr.) Sacc.
Calonectria coccidophaga Petch; *C. Rehmiana* Kirschstein
Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc. *f. acuum* Feltg.
G. Saubinetii (Mont.) Sacc. *v. coronillae* Sacc.

Perithezien kugelig, 0,26 × 0,24 meist 0,25—0,27 × 0,22—0,26 (0,18—0,3 × 0,15—0,25) mm, gesellig oder zerstreut, mit stumpf kegelförmigem Scheitel, später zusammensinkend, genabelt, warzig, schwarzblau, gelblich-bräunlich oder teilweise dunkelfarbig (schwarzblau) dem rundlichen, gewölbten oder länglichen, mehr oder minder vorbrechenden Stroma als Rasen von mehreren Millimetern Ausdehnung aufsitzend. Die schwärzliche, im durchfallenden Licht stahlblaue Farbe der Gehäusewandung rötet sich mit Säure. Sporen in keulenförmigen 8- oder 4-sporigen Schläuchen ein- oder undeutlich zweireihig angeordnet, länglich-spindelförmig, gerade, aber ungleichseitig oder schwach gekrümmt, beidendig stumpf abgerundet, in der Reife als hellockrige (isabelline) schleimig-pulverige Masse durch die Scheitelmündung ausgestoßen, 3-, seltener 1—2- oder 4—7-septiert (Abb. 17): 1-sept. 20 × 6 meist 19—23 × 5,5—6,7 (15—27 × 5—7); 3-sept. 26 × 6 meist 22—31 × 5,2—7 (17—40 × 4—9); 4—7-sept. 36 × 6,2 meist 33—39 × 5,5—6,7 (29—44 × 5—9).

Vorkommen auf *Angelica, Brassica, Conium, Cornus, Coronilla, Crambe, Ecballium, Evonymus, Laburnum, Humulus, Pinus, Phytolacca, Platanus, Sambucus, Solanum, Symphytum,* auf der Schildlaus [*Planchonia*] *acaciae* an *Acacia* u. a. in Europa, Amerika und Australien.

9. *Fusarium sambucinum* Fuck f. 1 Wr.

Syn. *Fusarium elegantum* Pratt
F. pezizoideum (Berk. et Curt.) Sacc.; *Fusisporium pezizoideum* Berk. et Curt.
Fusarium polymorphum Matr.; *F. rostratum* Speg.

F. sambucinum Fuck. *v. coeruleum* Wr.; *F. sclerodermatis* Oud.
Fusoma torulosum (Berk. et Curt.) Sacc.; *Fusidium torulosum* Berk. et Curt.

Unterscheidet sich von der Grundart durch dunkelblaue Färbung der kugeligen 0,1—0,15 mm dicken Sklerotien und unregelmäßig gestalteten vorbrechenden sklerotialen Stromata sowie durch etwas geringere Dicke der Konidien, welche 3-septiert 28 × 4,2 meist 24—29 × 3,8—4,8 (20—35 × 3—5,5) und 5-sept. 34 × 4,8 meist 28—42 × 4,4—5,3 (24—46 × 4—6) messen, ausnahmsweise auch 6—7-septiert auftreten: 7-sept. 35—50 × 4—6. Das Stroma ist sonst wie beim Typus karminrot, kastanienbraun oder ockergelb, manchmal auch blasser gefärbt, wird aber durch den Einschlag der dunkelblauen sklerotialen Farbstufe in einem ausgebreiteten Lager flächenweise schwarzgrün oder olivfarbig.

Vorkommen auf faulenden oder dürren Pflanzenteilen wie die Grundart, nachgewiesen auf *Brassica, Callistephus, Dianthus, Humulus, Laburnum, Medicago, Pinus, Pirus communis, P. malus, Robinia, Rubus, Sambucus, Secale, Solanum dulcamara, Triticum, Ulmus* und *Zea*, ferner auf verschiedenen Nahrungsmitteln, auf anderen Pilzen z. B. Bovist *(Scleroderma vulgare)*, im Humus, auf Pferdemist und dgl. in Europa. Die Schlauchform des Pilzes ist

10. *Gibberella pulicaris* (Fr.) Sacc. *v. minor* Wr.

Syn. *Gibbera Saubinetii* Fuck. (non Mont.)
Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc. *f. sambuci* D. Sacc. Myc. it. 867
G. Saubinetti (Mont.) Sacc. *v. tetraspora* Feltg.

Unterscheidet sich vom Typus durch etwas kleinere Perithezien: 0,24 × 0,21 meist 0,23—0,25 × 0,2—0,22 (0,18—0,3 × 0,15—0,25) mm, und schmalere Askosporen: 3-sept. 25 × 4,8 meist 23—27 × 4,3—5,1 (17—33 × 3,7—7). Konidien siehe *F. sambucinum* f. 1.

Vorkommen auf kranken oder abgestorbenen Pflanzenteilen, bisher nachgewiesen auf *Brassica, Humulus* und *Sambucus* in Europa, auf Humulus auch in Neu-Seeland.

11. *Fusarium sambucinum* Fuck. f. 2 Wr.

Syn. *Fusarium subpallidum v. roseum* Sherb.

Dieser ziemlich blasse Pilz wächst mit hellem, weißem, gelblichem oder rosigem Myzel schimmelartig auf einem wenig oder gar kein Karminrot bildenden Stroma, das nie blau wird. Die Konidien entstehen in schleimigen sporodochialen oder pionnotalen Massen von rosiger bis hell orangeroter oder ockriger Färbung und sind meist 3-septiert 25 × 4,9, seltener 4—5-septiert; 5-sept. etwa 30 × 5,3.

Vorkommen auf kranken Pflanzenteilen von *Citrus, Hordeum sativum, Lycopersicum, Rubus, Secale* und *Solanum tuberosum*, auf *Citrus* zusammen mit Schildläusen, nämlich *Lepidosaphes (Mytilaspis) pinnaeformis (L. Beckii)*, außerdem im Humus. In Europa und Nordamerika.

12. *Fusarium sambucinum* Fuck. f. 4 Wr.

Syn. *Fusarium polymorphum* Matr. *v. pallens* Wr.

Unterscheidet sich von der Grundart durch das Fehlen karminroter bis gelber Farbentöne im Myzel, von der „forma 1" durch fehlendes Gelb, von der „forma 2" durch das Vorkommen grünlichblauer sklerotialer Plektenchyme, die übrigens auch verschiedenfarbig, fleischrosig, blaß oder ocker- bis sepiabraun auftreten können, und durch vorherrschend 5-septierte Konidien 35 × 4,7 (25—45 × 4,3—5,3); 3-sept. Konidien 28 × 4,5 (25—30 × 3,8—4,8). Der Pilz ist nur einmal auf der Rinde am Wurzelhalse abgestorbener junger Birken *(Betula alba)* im Walde bei Berlin festgestellt.

13. *Fusarium sambucinum* Fuck. f. 5 Wr.

Syn. *Fusarium subpallidum* Sherb.

Bei diesem Pilze dringt das stark entwickelte Blau oder Spangrün des Stromas in die dieses überlagernde schleimige, hell orangefarbige Konidienmasse ein, so daß ein Farbenbild entsteht wie bei Vertretern der *Martiella*- Fusarien z. B. *F. coeruleum*. Die Konidien sind 3—5-septiert und messen 3-sept. 25 × 4,6 (nach Sherbakoff 24,5 × 5,2) und 5-sept. 35 × 4,9 (nach Sherb. 29,1 × 5,53). Der Pilz ist bisher nur auf faulenden Kartoffelknollen aus Louisiana, U. S. A. nachgewiesen.

14. *Fusarium sambucinum* Fuck. f. 6 Wr. (Abb. 17)

Syn. *Fusarium sulphureum* Schlechtendahl; *Fusidium sulphureum* (Schl.) Lk. *Fusarium discolor* App. et Wr. *v. sulphureum* (Schl. s. sp.) App. et Wr. *F. genevense* Daszewska

Unterscheidet sich durch die schwefelgelbe Färbung des plektenchymatischen Teiles des Stromas sowie des Luftmyzels und das Fehlen einer karminroten Farbstufe von der Grundart und den anderen Formen. Dunkelblaue kugelige Sklerotien können vorkommen oder fehlen. Die Konidien treten in Sporodochien und Pionnotes auf und sind in Masse hell orangefarbig. Sklerotiale Plektenchyme leder- bis sepiabraun. Chlamydosporen interkalar, typisch. Konidien 3—5-septiert: 3-sept. 28 × 4,5; 5-sept. 38 × 5,1. Der Pilz erzeugt Knollenfäule bei Kartoffel *(Solanum tuberosum)*. Vertreter des Pilzes erregen auch Apfel-, Kürbis- und Zwiebelfäule, schaden einigen Futterpflanzen und bewohnen *Allium, Beta, Cucurbita, Dianthus, Lycopersicum, Medicago, Pinus, Pirus malus, Robinia, Sambucus, Solanum, Trifolium*, ferner humosen, sandigen, auch sauren Boden, Torfmoor, Mist oder Champignon-Beeterde *(Psalliota campestris)*, Insekten z. B. die südwestafrikanische Heuschrecke *Nomadacris septemfasciata* usw. Verbreitung kosmopolitsich.

15. *Fusarium sambucinum* Fuck. *v. minus* Wr.

Unterscheidet sich von der Grundart durch etwas kleinere Konidien, blassere, bräunlichweiße bis rosigweiße Konidienschleime und

leder- bis kaffeebraune Färbung des plektenchymatischen Teiles des Stromas. Karminrot fehlt. Konidien 3—5-septiert: 3-sept. 27 × 4,1 meist 20—37 × 3,2—5,1 (16—42 × 3—5,5); 5-sept. 31 × 4,2 meist 23—43 × 3,7—5 (19—50 × 3—5,5). Vorkommen auf faulenden Nelkenstengeln *(Dianthus caryophyllus)* zusammen mit *Fusarium avenaceum* und *Heteropatella valtellinensis* (Trav.) Wr. bei Pillnitz in Sachsen. Infektionsversuche liegen nicht vor.

16. *Fusarium flocciferum* Corda (Abb. 17)

Syn. *Fusarium clavatum* Sherb.; *F. idahoanum* Pratt; *F. tuberum* Cke. in Ravenel Fungi amer. exs. 567
F. vinosum Mass.; ? *F. nigrum* Pratt

Sporodochien etwas gewölbt, pulverig oder gallertig. Myzel weiß, gelb, rosig, plektenchymatisches Stroma goldgelb, karminrot bis kastanienbraun, trocken dunkelbraun, mehr oder minder vorbrechend sklerotial. Konidien spindelig-sichelförmig, länglich, etwas schlanker als bei *F. sambucinum*, 3—5-, sehr selten 6—7- und 0—2-septiert: 3-sept. 30 × 4,3 meist 26—33 × 3,6—5 (17—39 × 3—5,4); 5-sept. 36 × 4,5 meist 31—42 × 4—5,3 (29—54 × 3,7—5,7); 7-sept. 41 × 4,7 (36—55 × 4—6), in Sporodochien und Pionnotes hellrosiger, isabelliner, ockriger bis blaß orangeroter Färbung. Chlamydosporen zahlreich, rundlich, 7,7(6—8) μ dick, bisweilen doppelt so groß, interkalar, einzeln, kettig oder knäuelig angeordnet, braun (Abb. 17).

Vorkommen auf faulenden Früchten, Stengeln, Ästen, Wurzeln und Knollen. In Europa und Nordamerika.

Der Pilz steht anscheinend sehr nahe der Konidienform von:

17. *Gibberella heterochroma* Wr. (Abb. 17)

Syn. *Botryosphaeria heterochroma* (Wr.) Weese
Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc. *v. calami* P. Henn.
G. moricola (Ntrs.) Sacc. *f. celtidis* Sacc. in D. Sacc. Myc. ital. 496

Perithezien schwarzblau oval, runzelig, 0,15—0,25 × 0,1—0,25 mm. Sporen spindelförmig, leicht gekrümmt bis fast gerade, beidendig kegelförmig zugespitzt oder abgerundet, 3-sept. 22,6 × 4,2 (18—28 × 3,5—5). Konidien 3—5-sept. 25—32 × 3,5—4,5.

Vorkommen an faulenden oder dürren Stengeln oder Ästen verschiedener Pflanzen. In Europa und in Australien.

18. *Fusarium culmorum* (W. G. Sm.) Sacc. (Abb. 18)

Syn. *Fusisporium culmorum* W. G. Smith; *Fusarium culmorum* (W. G. Sm.) Sacc. f. l. Wr.
Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc. *v. leteius* (= *lethaeum*) Sherb.
F. culmorum (W. G. Sm.) Sacc. *v. majus* Wr. (nom. nud.)
F. heidelbergense Sacc.; *Fusisporium heidelbergense* Sacc.
F. mucronatum Fautr. in herb. pr. p.; ? *F. neglectum* Jacz.
Fusoma ochraceum Corda; *Fusarium roseum* Lk. *v. rhei* Karst.
F. rubiginosum App. et Wr.; *F. sambucinum* Fuck. f. 3 Wr.
F. Schribauxii Del.; *Fusoma tenue* Grove; *Fusarium versicolor* Sacc.

Konidien anfangs im Luftmyzel eingestreut, frei oder in falschen Köpfchen abgeschnürt, später bisweilen als schleimige Masse das Stroma überfließend oder die tuberkulariaartigen Sporodochien bedeckend, von verschiedener Färbung, gelblich, rosig, dann ockrig bis kaffeebraun, trocken aufhellend bei pulveriger Lagerung, durch purpurrote und goldgelbe bis ockerbraune (bei Zusatz von Ammoniak blauwerdende) Farbentöne des Stromas mehr oder minder verfärbt. Konidien spindelig-sichelförmig, beidendig allmählich oder plötzlich verschmälert, Scheitelzelle bisweilen schnabelförmig, flaschenhalsartig eingeschnürt, Basis fußzellig, Hülle derb, oft deutlich gebräunt durch 5, seltener 3—4 oder 6—8, ausnahmsweise weniger als 3 Scheidewände deutlich septiert: 3-sept. 29 × 6,1 meist 24—32 × 4,8—7 (19—40 × 4—7,6); 5-sept. 38 × 6,6 meist 30—50 × 4,8—7,5 (23—74 × 4—8,8); 7-sept. 46 × 7,1 meist 42—54 × 5—8 (36—75 × 4—9). Chlamydosporen häufiger interkalar als terminal, kugelig oder oval im Myzel sowie in Konidien entwickelt, einzeln, zweizellig, in Ketten und Knäueln, in Masse braun, einzellig 10,3 (9—14) μ dick, zweizellige 13—27 × 7—19 messend (Abb. 18).

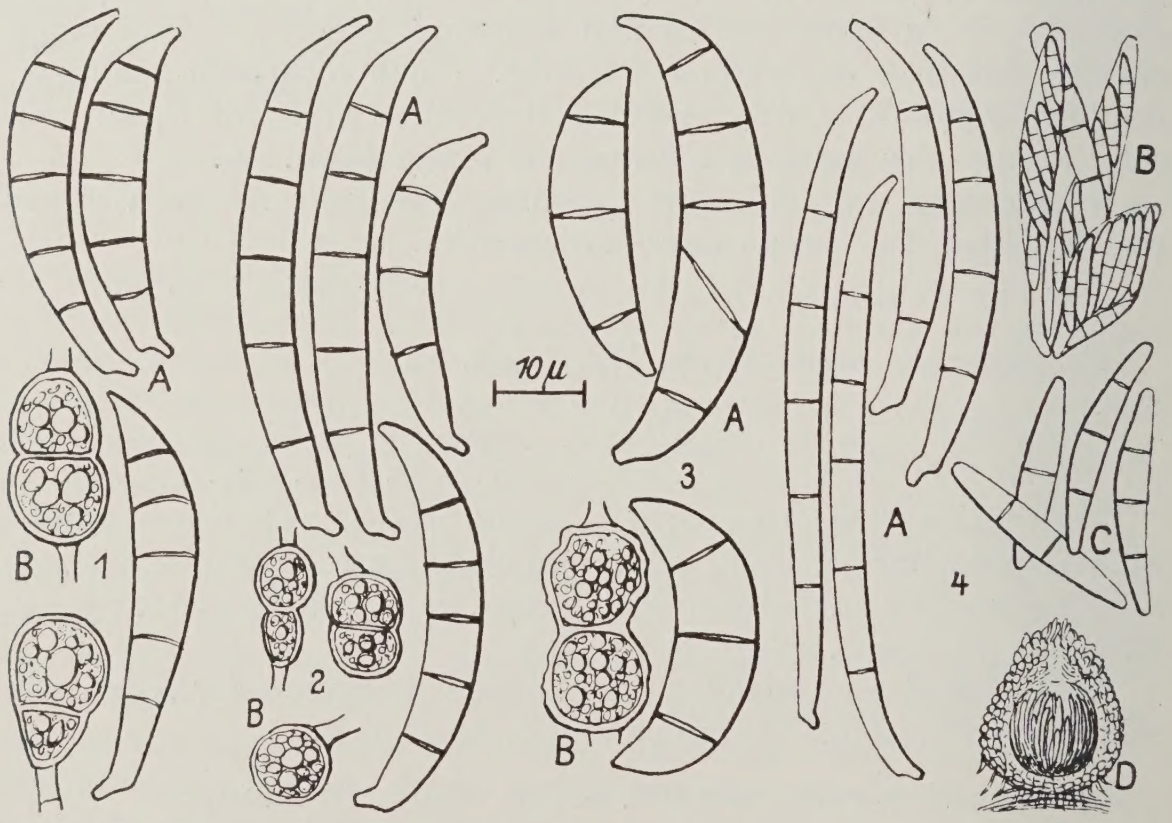

Abb. 18. XI. Gruppe *Discolor:* Untergruppe *Saubinetii*
1. *Fusarium culmorum.* A. Makrokonidien. B. Chlamydosporen
2. *Fusarium sublunatum.* A. Makrokonidien. B. Chlamydosporen
3. *Fusarium tumidum.* A. Makrokonidien. B. Chlamydosporen
4. *Fusarium graminearum: Gibberella Saubinetii.* A. Makrokonidien. B. Asken (× 450). C. Askosporen. D. Perithezium im Längsschnitt (× 90)

Vorkommen als Getreideschädiger, ferner als Erreger von Kernobstfäule, mehr oder minder pathogen auch an anderen Pflanzen; festgestellt auf zahlreichen Gattungen und Arten der *Monocotyledonen*

und *Dicotyledonen*, in Erde, auf Knochen, in der Luft, mit Brandpilzen *(Ustilago)* soziert, auf *Psalliota campestris* und in Molkereierzeugnissen (Butter, Milch). Verbreitung in allen Weltteilen.

19. *Fusarium culmorum* (W. G. Sm.) Sacc. *v. cereale* (Cke.) Wr.

Syn. *Fusisporium cereale* Cooke; *Fusarium cerealis* (Cke.) Sacc.
Fusarium equiseti (Cda.) Sacc. *v. crassum* Wr.

Unterscheidet sich von der Grundart durch schlankere, längere 5-, seltener 3—4- oder 6-, ausnahmsweise 0—2- oder 7—9-septierte Konidien:

3-sept. 31 × 5,1 meist 27—36 × 4,4—6,5 (18—44 × 3,7—8,5)
5-sept. 44 × 5,9 ,, 33—50 × 4,8—7,6 (26—60 × 4—9)
7-sept. 53 × 5,7 ,, 47—57 × 5,2—6,2 (40—63 × 4—8)
9-sept. 68 × 5,5 (50—74 × 5—6)

Vorkommen meist auf Getreide wie *Avena, Andropogon, Secale, Triticum* und *Zea*; ferner auf *Asparagus, Dahlia, Fagus, Pirus, Rubus idaeus*, in Europa, Afrika und Nordamerika.

20. *Fusarium sublunatum* Rg. (Abb. 18)

Stroma plektenchymatisch, hell, rosig-zimtbraun mit weinrötlichem Einschlag, von spärlichem, weißem Luftmyzel bedeckt, bei Einlagerung dunkelblauer bis olivfarbener sklerotialer Körper *(stromata erumpentia)* oder kugeliger Sklerotien stellenweise dunkelfleckig, sehr bald schleimige inkarnatrosige bis lachsorangefarbige Konidienmassen entwickelnd, deren lebhafte Färbung im Alter nachläßt oder durch das Stroma verändert wird. Konidien spindelig-sichelförmig, gekrümmt, beidendig verschmälert, am Scheitel flaschenhalsartig eingeschnürt, an der Basis fußzellig, je nach Feuchtigkeit und Substrat bald gedrungenerer bald schlankerer Gestalt, 5(3—5)-, selten 0—2- oder 6—8-septiert:

0-sept. 13 × 3,8 (10—16 × 3,5—4)
1-sept. 23 × 4 meist 22—25 × 3,8—4,1 (20—29 × 3,5—4,5)
3-sept. 37 × 5,0 ,, 26—44 × 4,5—6 (12—50 × 4—6,5)
5-sept. 56 × 5,9 ,, 48—66 × 5,5—6,9 (41—81 × 4,8—7,5)
7-sept. 69 × 5,9 ,, 68—69 × 5,8—6 (66—90 × 5,8—6,8)
8-sept. 81 × 6,8

Chlamydosporen zahlreich, terminal und interkalar, kugelig, glatt, einzellig 8 × 8 (7—9) oder zweizellig 13 × 9 (9—15 × 7—9). Sklerotien kugelig, einzeln oder gesellig, runzelig, schmutzig dunkelolivfarben, 0,25—0,5 mm.

Vorkommen in der Bodenkrume tropischer Pflanzungen von Banane *(Musa sapientum)* und Kakaobäumen *(Theobroma cacao)* bei Limon in Costa Rica und Almirante in Panama, Mittelamerika.

21. *Fusarium sublunatum v. elongatum* Rg.

Syn. *Fusarium elongatum* Rg. (non Cke., non Pratt)

Der Pilz unterscheidet sich von der Grundart hauptsächlich durch schlankere Konidien:

Stroma bräunlichweiß, dünnschichtig, von zartem weißem bis rosigem Luftmyzel bedeckt, dann dunkelblau bis spangrün (bei Zusatz von Ammoniak kirschrot), mit kugeligen Sklerotien durchsetzt und von schleimigen rosigen bis lachs-orangeroten Konidienmassen überlagert, die ebenfalls später spangrün bis schwarzblau werden können. Die Konidien sind länglich, walzen- bis spindelig-sichelförmig, 5(3—5)-, ausnahmsweise 6—11-septiert, kleinere 0—2-septierte langellipsoidische Konidien nur sehr spärlich eingestreut:

0-sept. 16 × 3,4 (14—19 × 3—3,8)
1-sept. 21 × 3,6 (19—24 × 3,5—3,8)
3-sept. 40 × 4,4 meist 37—43 × 3,9—4,8 (33—47 × 3,8—5,8)
5-sept. 61 × 5,0 „ 44—72 × 4,3—5,8 (43—78 × 3,8—6)
7-sept. 84 × 5 „ 81—87 × 4,6—5,5 (80—89 × 4,3—5,8)
9-sept. 89 × 5 und 11-sept. 116 × 5 (letztere nur einmal beobachtet)

Chlamydosporen terminal und interkalar, einzellig 9 × 8 (7—12 × 7—10), 1-septiert 13 × 8 (9—18 × 6—10). Sklerotien können vorhanden sein oder fehlen. Sie sind kugelig, erst winzig, 0,03—0,05, dann einzelne an Größe zunehmend oder alle mehr oder minder zu schwarzblauen Häufchen von 0,25—1,5 mm Ausdehnung verwachsend.

Vorkommen wie die vorige Art in der Bodenkrume tropischer Banane- und Kakaopflanzungen bei Limon in Costa Rica, Mittelamerika.

22. *Fusarium graminearum* Schwabe (Abb. 18)

Syn. *Fusarium graminearum* Schw. *v. caricis* (Oud. ut sp.) Wr.; *F. caricis* Oud.
Pionnotes flavicans Sacc. et D. Sacc.; ? *Selenosporium bufonicola* Speg.
Fusarium bufonicola (Speg.) Sacc. et Trott.
Fusarium discolor App. et Wr. *v. majus* Wr. *apud* Lewis (nom. nud.)
F. funicolum Tassi; *F. gynerii* Cke. et Hark.; *F. Mollerianum* Thüm.
F. insidiosum (Berk.) Sacc.; *Fusisporium insidiosum* Berk.; ? *F. rhoicolum* Fautr.
F. roseum Lk. pr. p.; *Fusidium roseum* Lk. pr. p.
F. roseum Lk. *v. maydis* Sacc.; ? *F. roseum* Lk. *v. cucubali-bacciferi* Sacc.
F. rostratum App. et Wr. (non Speg.); *F. stictoides* Dur. et Mont.

Fruchtlager verschiedenfarbig, weiß-rosig, goldgelb, ockrig (bei Zusatz von Ammoniak blau-violett werdend) oder karmin-purpurrot, teils plektenchymatisch, ausgebreitet, von flockigem Luftmyzel mehr oder minder bedeckt, teils begrenzt, vorbrechend, sklerotial, dementsprechend die auf ihm abgelagerten Konidienmassen pionnotal oder (seltener) sporodochial geschichtet, ockerfarbig bis hellorangerot. Konidien bald gedrungener wie bei *F. culmorum*, bald länglicher wie bei deren Varietäten, spindelig-sichelförmig, mäßig gekrümmt, beid-

endig verschmälert, mit kegelförmig zugespitztem oder eingeschnürtem Scheitel, und fußzelliger Basis, 3—5-, seltener 1—2- oder 6—9-septiert:

3-sept. 41 × 4,3 meist 30—47 × 3,3—5 (25—66 × 3—6)
5-sept. 51 × 4,9 „ 41—60 × 4,3—5,5 (28—72 × 3,2—6)
7-sept. 73 × 5,4 „ 61—82 × 4,5—6,5 (50—88 × 4—7)
9-sept. 80 × 5,5 „ 61—96 × 4,5—7 (55—106 × 4—8)

Chlamydosporen fehlend oder sehr spärlich vertreten, interkalar.

Vorkommen hauptsächlich als Getreideschadpilz an allen Teilen befallener *Gramineen*, auf andere Pflanzengattungen, in Erde usw. In allen Weltteilen. Der Pilz ist die Nebenfruchtform von

23. *Gibberella Saubinetii* (Mont.) Sacc. pr. p. (Abb. 18)

Syn. *Botryosphaeria Saubinetii* (Mont.) Niessl; *Gibbera* (Sphaeria) *Saubinetii* Mont.
Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc. *v. flacca* Wr.; *Gibberella flacca* aut.
Botryosphaeria dispersa Ntrs.; ? *Sphaeria dulcamarae* Schmidt
? *Botryosphaeria malvacearum* (Trab.) Wse.; ? *Gibberella malvacearum* Trab.
Gibberella pulicaris (Fr.) Sacc. subsp. *Saubinetii* (Dur. et Mont.) Sacc.
Gibbera pulicaris Fr. *f. zeae maydis* Rehm, Ascom. 381
Gibberella tritici P. Henn.

Perithezien blauschwarz, einzeln oder gesellig auf spärlichem, oder plektenchymatischem, ausgebreitetem, flachem oder sklerotial vorbrechendem, runzeligem bisweilen stilboidem Stroma, oval oder kugelig, mit oder ohne Mündungskegel, glatt oder rauh, schollig, um den Scheitel herum häufig mit einem Kranz großzelligerer Auswüchse des Peridiums umgeben, das Peridium selbst mehr oder minder dick, mehrschichtig, von plektenchymatischem Bau. Größe der Perithezien 0,20 × 0,17 (0,15—0,3 × 0,1—0,25) mm. Schläuche 8-sporig 37—84 × 8—15, keulenförmig. Sporen ein- oder undeutlich zweireihig angeordnet, spindelförmig, leicht gekrümmt bis fast gerade, beidendig kegelstumpflich bis spitzig, 3-sept. 22,7 × 4 meist 18—27 × 3,4—5 (16—33 × 3—6), seltener 1-sept. 19 × 3,5 (14—24 × 2,5—5), ausnahmsweise 4-septiert, in isabellinen feuchten, dann pulverig eintrockenden Massen nach dem Herausgleiten durch die Scheitelöffnung auf dem Gehäuse lagernd. Stromafärbung und Konidienstufe vgl. bei *Fusarium graminearum*.

Vorkommen besonders auf *Gramineen*, ferner auf *Ipomoea batatas*, *Phytolacca*, *Umbelliferen*-Stengeln usw. in allen Weltteilen.

24. *Fusarium tumidum* Sherb. (Abb. 18)

Syn. *Fusarium sarcochroum* Krieger in herb., Fungi saxon. 2499, und Sydow, Mycoth. germ. 1797 [non (Desm.) Sacc.]

Fruchtlager gelb bis lederbraun, bisweilen orangefarbig, aber nie karminrot, die Konidienmassen sporodochialer oder pionnotaler Lagerung isabellin, inkarnat bis hellorangefarbig, im Alter zimtbraun.

Luftmyzel weiß bis rosigweiß oder gelblichweiß. Konidien spindelig-sichelförmig, gekrümmt, mit flaschenhalsartig eingeschnürtem, oft hakenförmig gekrümmtem Scheitel und fußzelliger Basis, derbhäutig, kräftig septiert, die Septen quer, manchmal auch etwas schief gestellt, typisch 3—5-, seltener 6—8-, ausnahmsweise 9—10-septiert, einzellige ovale und 1—2-septierte Konidien ganz spärlich vertreten:

0-sept. 15 × 5,3 (12—21 × 4,5—8)
1-sept. 21 × 7,6 meist 22—25 × 6—8 (12—35 × 5—8,5)
3-sept. 33 × 7,6 „ 25—45 × 6—9 (12—50 × 4—11,5)
5-sept. 48 × 8,5 „ 34—61 × 6—10 (25—88 × 5,5—11)
7-sept. 63 × 9,1 „ 56—88 × 7—11,7 (35—100 × 6—14)
9-sept. 85 × 10,5 „ 73—96 × 10,5) (70—112 × 6—14)

Chlamydosporen selten, interkalar, Sklerotien fehlend.

Vorkommen an halbfaulen oder schon verdorrten Hülsen des Besenginsters, *Cytisus (Sarothamnus) scoparius*, im Polenzthal bei Schandau, Deutschland.

25. *Fusarium tumidum* Sherb. *v. humi* Rg.

Unterscheidet sich von der Grundart durch etwas längere und meist 3-, ausnahmsweise 4—5-septierte, sonst ebenso gefärbte, in Masse sahnefarbige, rosige bis hellorangefarbige, in Sporodochien und Pionnotes oder in kleinen Tröpfchen, dann pulverig eingestreut auftretende spindelig-sichelförmige Konidien:

1-sept. 30 × 8,5 und 2-sept. 33 × 10,4 (28—37 × 10,5) spärlich vertreten; 3-sept. 42 × 8,8 meist 37—48 × 7,6—9,5 (43—56 × 7,3—12); 5-sept. 51 × 8,9 meist 45—54 × 8,4—9,5 (40—67 × 7,5—12,5).

Chlamydosporen interkalar, einzeln oder paarig bis knäuelig, glatt oder runzelig, etwa 15 μ dick, Vorkommen im Humus in Honduras, Mittelamerika.

26. *Fusarium macroceras* Wr. et Rg. (Abb. 19)

Stroma flockig, weiß, dann rosig, Basis plektenchymatisch, gelb, ockerbraun und karminrot. Konidien im freien Luftmyzel lanzenförmig bis schwach sichelförmig, dorsiventral, am Scheitel allmählich zugespitzt oder flaschenhalsartig eingeschnürt, bisweilen etwas hakig gebogen, an der kegelförmigen Basis nicht fußzellig; sporodochiale und pionnotale Konidien länglich, zylindrisch, beidendig allmählich verschmälert, mit fußzelliger Basis, in Masse ocker- bis hellorangefarbig, 5—7-, seltener 0—4- oder 8—10-, ausnahmsweise 11—14-septiert:

3-sept. 32 × 5,3 meist 29—34 × 4—6,3 (24—46 × 3—8)
5-sept. 46 × 5,5 „ 45—47 × 5—6,3 (35—67 × 3,5—8)
7-sept. 66 × 5,5 „ 59—79 × 4,5—6,3 (47—80 × 4—7)
9-sept. 72 × 5,5 „ 59—79 × 4,3—6,3 (50—100 × 4—6)

11-sept. 86 × 5,5 meist 80—93 × 5—6,5 (63—111 × 4—7)
13—14-sept. 85—130 × 4—7)
Chlamydosporen selten oder fehlend.

Vorkommen auf reifen Hülsen der Bohne, *Phaseolus vulgaris*, in Honduras, Mittelamerika.

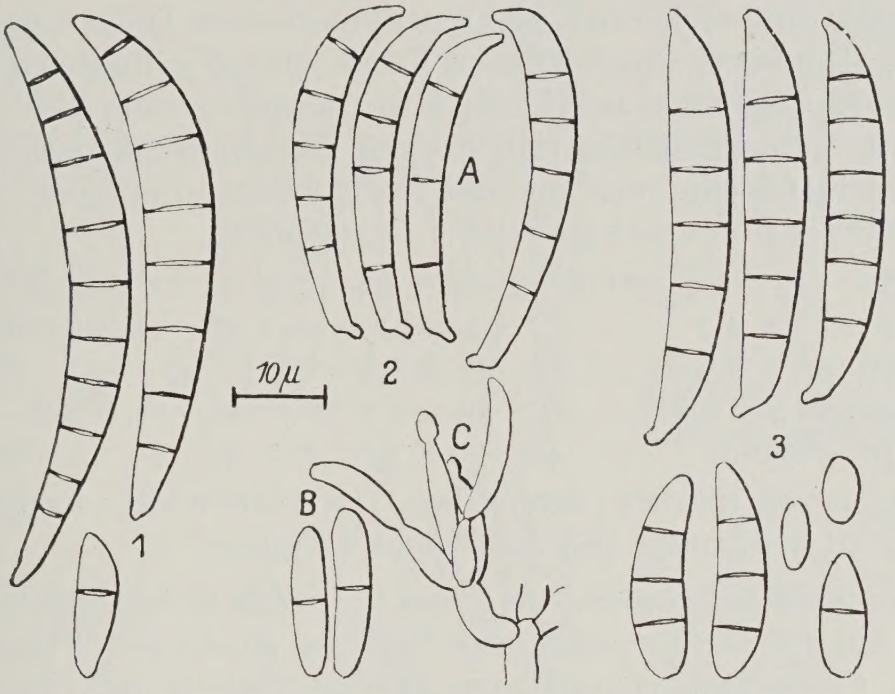

Abb. 19. XI. Gruppe *Discolor:* Untergruppen *Saubinetii* (1) und *Trichothecioides* (2, 3)
1. *Fusarium macroceras*
2. *Fusarium trichothecioides*. A. Makrokonidien. B. Mikrokonidien. C. Konidienträger
3. *Fusarium bactridioides*

c) Untergruppe *Trichothecioides*

27. *Fusarium trichothecioides* Wr. (Abb. 19)

Syn. *Fusarium tuberivorum* Wilcox et Link

Konidien seltener in Sporodochien als frei oder in falschen Köpfchen angeordnet, im weißrosigen Luftmyzel eingestreut, als rosiges Pulver oder gallertige hell orangefarbige Masse gelagert, kleinere einzellig oder 1—3-septiert, ellipsoidisch, zylindrisch-spindelfömig, beiderseits abgerundet oder abgestumpft, gerade oder schwach gekrümmt, größere *Fusarium sambucinum* ähnlich, spindelig-sichelförmig, am eingeschnürten, schnabelförmigen Scheitel stärker, fast hakig gekrümmt als in der Mitte, mit fußzelliger Basis, 3—5-, seltener weniger-septiert:

0-sept. 11 × 3,9 meist 8—14 × 3,4—5,2 (7—17 × 3,1—5,5)
1-sept. 18 × 4,4 ,, 16—19 × 4,1—5,4 (12—26 × 3,5—7)
3-sept. 27 × 5,1 ,, 24—31 × 4,5—5,4 (19—42 × 4—7)
5-sept. 40 × 5,5 ,, 38—42 × 4—6,3 (30—52 × 4—7)
ausnahmsweise 6-sept. 43 × 5,9 (39—47 × 5—7)

Chlamydosporen spärlich, interkalar. Vorkommen als Erreger einer Kartoffelknollenfäule in Nordamerika.

28. *Fusarium bactridioides* Wr. (Abb. 19)

Kleinere Konidien im Luftmyzel weißrosiger Färbung eingestreut, zahlreich, oval bis ellipsoidisch, einzellig oder septiert, größere in Sporodochien oder Pionnotes, rosig-orangefarbig in schleimigen Massen, bei pulveriger Lagerung inkarnat, häufig durch Farbentöne des mehr oder minder dunkelvioletten plektenchymatischen Teiles des Stromas verfärbt. Konidien verschiedener Form, einige zylindrisch-spindelförmig, beidendig abgerundet oder abgestumpft, gerade oder schwach gekrümmt, andere spindelig-sichelförmig, *Fusarium culmorum* ähnlich, an der Basis fußzellig oder nur mit einem kleinen Zäpfchen versehen 3—5-, seltener 6-, ausnahmsweise 7—11-septiert:

0-sept. 7,3 × 3,7 meist 5,9—9 × 3,4—3,9 (5—11 × 3—5)
1-sept. 13 × 4,7 „ 11—14 × 4,2—5,1 (7—21 × 3—6,5)
3-sept. 32 × 5,6 „ 24—46 × 5,2—6 (17—47 × 4,5—7)
5-sept. 41 × 6 „ 31—50 × 5,5—6,7 (25—60 × 4,8—8)
7-sept. 46 × 6,2 „ 40—50 × 5,5—6,7 (30—70 × 5—8)

Chlamydosporen spärlich, interkalar. Der blauviolette Farbstoff im Stroma wird bei Zusatz von Ammoniak kirschrot.

Vorkommen auf Zapfen von *Pinus leiophylla* in Arizona, vergesellschaftet mit *Cronartium conigenum*, auf der Rinde von *Pinus monticola* mit *Cronartium ribicola*, von *Pinus contorta* mit *Cronartium Harknessii* und *C. filamentosum* in Oregon, U. S. A., Nordamerika. *F. bactridioides* gilt als Zerstörer von Blasenrostpilzen der Gattung *Cronartium* auf diesen Kiefern.

Die Gruppe Lateritium

Myzel weiß, rosig, gelb, ockrig, orange, violett bis schwarzblau (durch Säure purpurrot werdend). Stroma blaß oder verschiedenfarbig, grün, olivfarben, braun, blauschwarz. Kugelige Sklerotien dunkelblau oder hell. Kleine 0- bis 1- oder mehrseptierte Konidien im ganzen spärlich entwickelt, nur bei *asporodochialen* Vertretern wie *Fusarium lateritium v. minus* und gelegentlich in der Fusisporiumstufe bei anderen wie *F. lateritium v. uncinatum* häufiger beobachtet, schmal ellipsoidisch bis kommaförmig gebogen und bei *F. sarcochroum* auffällig groß, derbhäutig, oval-birnförmig, an *Sporotrichiella* oder *Arthrosporiella* erinnernd. Sie verschwinden bei Pilzen mit Sporodochien und Pionnotes, sobald diese Sporenlager erscheinen und mehr oder minder 3—5-septierte Makrokonidien abgeschnürt werden. Makrokonidien länglich, zylindrisch-, spindel-, schwert- oder lanzenförmig, fast gerade bis sichelförmig, besonders am Scheitel stärker gebogen, als im mittleren Teile, und etwas eingeschnürt, mit fußzelliger Basis, in Masse rosig, orange- bis ziegelrot, durch stromatische Farbentöne bisweilen nachdunkelnd oder bei pulveriger Eintrocknung aufhellend.

Terminale Chlamydosporen fehlen, interkalare in Konidien und Myzelien mehr oder minder häufig (Abb. 20 und 21).

Einige Vertreter sind als Nebenfruchtformen von *Gibberella* erkannt, zu welcher Gattung alle gehören dürften.

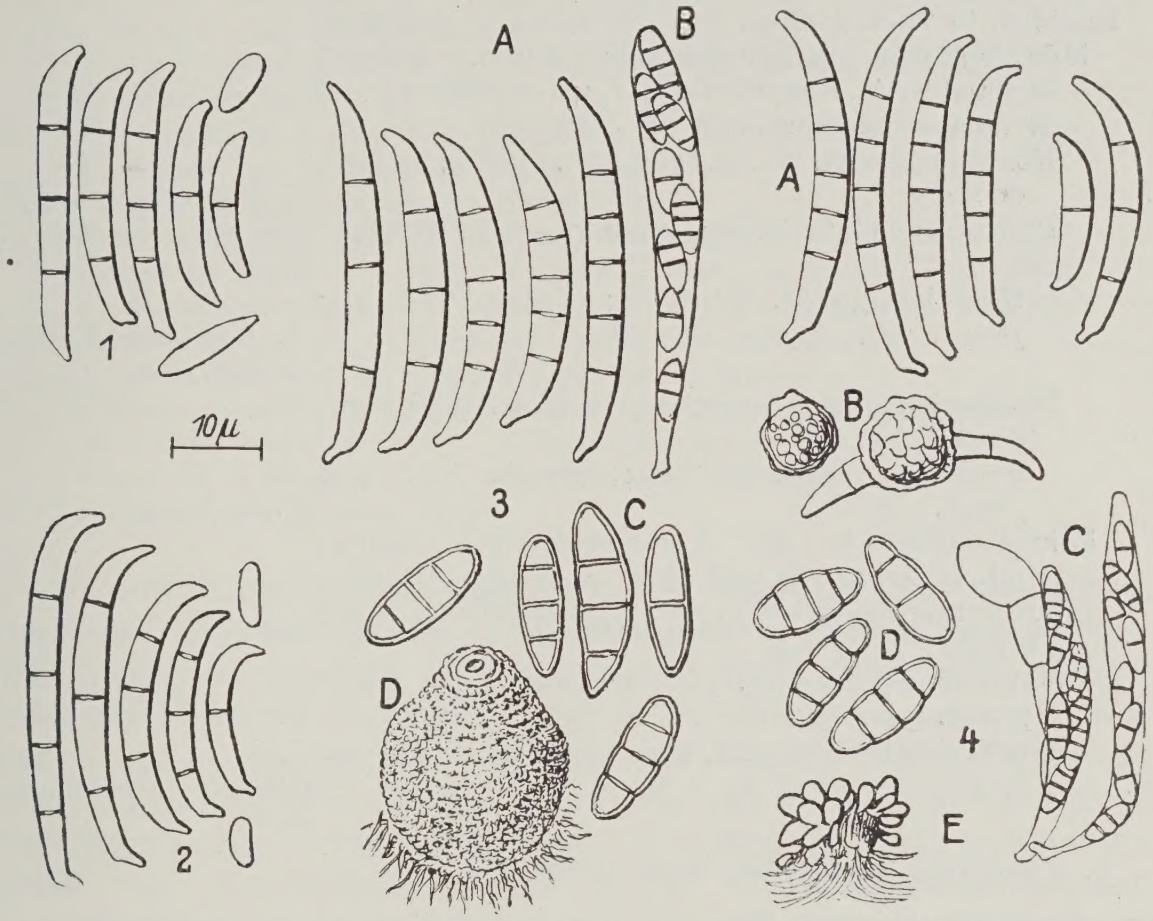

Abb. 20. XII. Gruppe *Lateritium*:

1. *Fusarium lateritium v. minus.* 2. *F. lateritium v. uncinatum*
3. *Fusarium lateritium: Gibberella baccata.* A. Makrokonidien. B. Askus (× 450). C. Askosporen. D. Perithezium (× 90)
4. *Fusarium lateritium v. mori: Gibberella baccata v. moricola.* A. Makrokonidien. B. Konidio-Chlamydosporen. C. Asken mit Paraphyse (× 450). D. Askosporen. E. Peritheziengruppe

Schlüssel zur Bestimmung der *Lateritium*-Fusarien

Sporodochien wenig oder gar nicht beobachtet
Konidien 0—1-, selten 3-septiert 29 × 3,7 — *F. lateritium v. minus*

Konidien 1—3(0—7)-septiert, beidendig, am Scheitel oft hakig gekrümmt, 3-sept. 25 × 3; 5-sept. 39 × 3, 3; 7-sept. 45 × 3,4 — *F. lateritium v. uncinatum*

Sporodochien bei typischen Vertretern stets vorhanden
Konidien in Sporodochien und Pionnotes ± 3—5-septiert
Konidien 3-sept. 33 × 3,6; 5-sept. 45 × 3,8; 7-sept. 55 × 3,9 — *F. lateritium*
Perithezien blauschwarz 0,25 × 0,2 mm. Sporen 1—3-septiert, 1-septiert 17 × 5,7; 3-septiert 19 × 6. Konidien = *F. lateritium* — *Gibberella baccata*

Konidien 3-sept. 30 × 3,5; 5-sept. 43 × 3,7; 7-sept. 53 × 3,7 — *F. lateritium v. mori*

Perithezien blauschwarz 0,29 × 0,28 mm. Sporen 1—3-septiert, 1-septiert 13 × 5,2; 3-septiert 17 × 5,5. Konidien = F. *lateritium v. mori* — *Gibberella baccata v. moricola*

Konidien in Sporodochien und Pionntoes ± 5-septiert

Mikrokonidien verhältnismäßig selten, schmal, kommaförmig, 0-septiert 9 × 2,5; 1-septiert 13 × 3

Stroma nicht karminrot bis ockergelb

Konidien 3-sept. 35×3,5; 5-sept. 53×4; 7-sept. 66×4,1 — *F. lateritium v.majus*

Perithezien blauschwarz. Sporen 3-sept. 21×6,4 — *Gibberella baccata v. major*

Konidien 3-sept. 42 × 3,7; 5-sept. 61 × 4,3; 7-sept. 72 × 4,7 — *F. lateritium v. longum*

Stroma karminrot bis ockergelb (mit Alkali blauwerdend)

Konidien 3-sept. 28 × 3,4; 5-sept. 61 × 4,2; 7-sept. 74 × 4,5 — *F. stilboides*

Mikrokonidien in der Fusisporiumstufe häufig, ziemlich derbhäutig und dick, spindelig, keil- oder birnförmig, 0-septiert 12 × 4,4; 1-septiert 20 × 5,7 3-septiert 30 × 4,4

Makrokonidien 3-sept. 32 × 4,2; 5-sept. 45 × 4,7; 7-sept. 54 × 5 — *F. sarcochroum*

Perithezien blauschwarz, kugelig, 0,15 — 0,23 mm. Sporen 3-septiert 23 × 6,2 — *Gibberella pseudopulicaris*

1. *Fusarium lateritium* Nees (Abb. 20)

Syn. *Fusarium lateritium* Nees *f.* 1 Wr.; *F. lateritium* Nees *v. pallens* Wr.
F. lateritium Nees *v. fructigenum* (Fr.) Wr. und *forma* 1 et *f.* 2 Wr.
F. lateritium Nees *v. tenue* Wr.
F. acaciae Cke. et Hark.; ? *F. ailanthinum* Speg.
F. Alberti Roum.; *F. anisophilum* Pic.; *F. asclepiadeum* Fautr.
F. azedarachinum (Thüm.) Sacc.; *Fusisporium azedarachinum* Thüm.
Fusarium Berkelei Mon.; *F. Blackmani* Brown et Horne
F. Briosianum Ferraris; *F. carneo-roseum* Cke.
F. cinnabarinum (Berk. et Curt.) Sacc.; *Fusisporium cinnabarinum* Berk. et Curt.
Fusarium cydoniae All.; *F. cydoniae* (Schulz.) Sacc. et Trav.
Fusoma cydoniae Schulz.; *Selenosporium cydoniae* Schulz.
Fusarium cydoniarum Roum.
F. discoideum Fautr. et Roum.
F. episphaericum (Cke. et Ell.) Sacc.; *Fusisporium episphaericum* Cke. et Ell.
Fusarium entomophilum Petch; *F. eucalyptorum* Cke. et Harkn.
F. evonymi Syd.; *F. evonymi-japonici* P. Henn.
F. fructigenum Fr.; *F. gemmiperda* Aderh.
F. gleditschicola Dearn. et Barth.
F. gloeosporioides (Speg.) Sacc. et Trott.; *Selenosporium gloeosporioides* Speg.
Fusarium insidiosum Roum., non (Berk.) Sacc.; *F. leguminum* (Cke.) Sacc.; *Fusisporium leguminum* Cke.
F. limonis (Briosi) Penz.; *Fusisporium limonis* Briosi; ? *F. luteum* Clem.

F. microsporum Schl.; *F. miniatum* (Berk. et Curt.) Sacc. non *miniatum* Sacc.
Fusisporium miniatum Berk. et Curt.
F. nucicolum Karst. et Har.; *F. pirinum* Sacc. (non Fries)
Fusisporium placentula Berk. et Curt.; ? *Fusarium protractum* Lev.
? *Fusarium pseudacaciae* Rapaics; *F. putaminum* (Thüm.) Sacc.; *Fusisporium putaminum* Thüm.
F. pyrochroum (Desm.) Sacc.; *Selenosporium pyrochroum* Desm.
F. rimicola Sacc.
F. roseum Lk. *v. buxi* Sacc., *v. dracaenae* Roum., *v. dulcamarae* Sacc.
F. roseum Lk. *f. erumpens* Rabh. in herb.; *v. fraxini* Therry
F. roseum Lk. *f. lavaterae arboreae* Thüm.
F. roseum Lk. *v. limonis* Sacc., *v. lonicerae* All., *v. phytolaccae* Sacc.
F. roseum Lk. *v. rosae* Sacc., *v. visci* P. Brun., *v. yuccae* Gonz.-Frag.
F. Roumegueri Sacc.; *F. salicis* Fuck. mit *f.* 1 und *var. pallens* Wr.
F. samararum All.; *F. Saubinetii* Mont.; *F. sophorae* All.
F. sticticum Berk. et Curt.; *F. tecomae* P. Henn.
Fusoma tetracoilum Cda.; *Pionnotes violacea* Lamb. et Fautr.
Sclerotium violaceum Cda.; ? *Fusarium yuccae* Cke.
Fusarium Zavianum Sacc.; *Fusisporium Zavianum* Sacc.
Fusarium zizyphinum Pass.

Stroma fleischig, vorbrechend, glatt, gewölbt oder knorpelig, sklerotial, plektenchymatisch, blumenkohlartig rauh bis geweihähnlich gespalten, gegabelt oder ausgezackt, hell, rosig, gelb, orange, kastanienbraun bis dunkelblau (mit Säure purpurrot werdend), bisweilen mit kugeligen schwarzblauen oder blassen Sklerotien durchsetzt. Luftmyzel hell, rosig oder gelblich, mit Farbentönen des plektenchymatischen Teiles des Stromas. Konidien im Luftmyzel eingestreut von verschiedener Größe, später in tuberculariaähnlichen Sporodochien vorbrechend, die einzeln oder gesellig entstehen, oder in mehr oder minder verfließenden Schleimen *(Pionnotes)* auf flachem, ausgedehntem Stroma, in Masse ziegelrot-orange, goldgelb, rosig bis lachsrot, von unregelmäßig oder wirtelig verzweigten in lockerem Verband oder dicht gedrängt in Büscheln wachsenden Konidienträgern abgeschnürt, 3—5-, seltener mehr oder weniger septiert, spindelig-sichelförmig, länglich, in der Mitte fast zylindrisch oder schwach dorsiventral mit an beiden Enden stärker, am Scheitel oft hakig gekrümmter Rückenlinie, Scheitelzelle eingeschnürt, bisweilen schnabelförmig, Basis bei typischer Ausbildung fußzellig, mit zarter das Licht nur schwach brechender Hülle und Septierung: Konidien

0-sept. spärlich eingestreut, 7,8 × 2,8 (7—11 × 2,5—3,5)
1-sept. 22 × 3,4 meist 13—30 × 2,4—4,5 (11—35 × 2—5)
3-sept. 33 × 3,6 „ 21—42 × 2,5—4,4 (13—52 × 2—5)
5-sept. 45 × 3,8 „ 30—59 × 3,2—4,7 (24—84 × 2,5—5)
7-sept. 55 × 3,9 „ 49—72 × 3,3—4,5 (32—84 × 3—5)

Chlamydosporen selten, interkalar, in Konidien und im Myzel. Sklerotiale Plektenchyme bis 5 mm dick, blau, bräunlich oder farblos.

Vorkommen als Erreger von Knospenschäden, Fruchtfäule und Spitzendürre an Obstbäumen, Obst und Südfrüchten, weit verbreitet an frostbeschädigten Pflanzen, an Ästen, Zweigen, Stämmen, Blättern und Früchten, an Nutzpflanzen, Zierpflanzen, Unkräutern, faulenden Stoffen in der Erde, unterirdischen Pflanzenteilen, Wurzeln, Knollen und Rhizomen, an Hackfrüchten, Zwiebeln, Kohlpflanzen, kürbisartigen Gewächsen, Leguminosen, Nadelholzsämlingen, seltener an Halmfrüchten; auf Insekten, Schildläusen, Fliegen; mit Rindenfäule und *Nectria*-Krebs an verschiedenen Bäumen, festgestellt an weit über 100 Gattungen. In allen Weltteilen, namentlich in den gemäßigten Zonen.

Der Pilz ist die Nebenfruchtform von

2. *Gibberella baccata* (Wallr.) Sacc. (Abb. 20)

Syn. *Sphaeria baccata* Wallr.; *Gibbera baccata* (Wallr.) Fuck.
Botryosphaeria baccata (Wallr.) Niessl
Gibberella baccata (Wallr.) Sacc. *v. evonymi* (Fuck.) Wr.
Sphaeria acervalis (Wallr.) non Moug.; *Gibbera acervalis* Fuck.
Sph. acervalis Moug. *v. juniperi* Desm.
Sph. acervalis Moug. *v. samararum* (Desm.) Mor. et Rob.
Gibberella acervalis (Moug.) Sacc. pr. p.
G. acervalis (Moug.) Sacc. *v. juniperi* (Desm.) Sacc.
G. Briosiana Turconi et Maffei; *Botryosphaeria Briosiana* (Turconi et Maffei) Weese
? *Sphaeria cicatrisata* Preuss; *Gibberella cicatrisata* (Pr.) Sacc.
Gibberella effusa Rehm
G. juniperi (Desm.) Wr.; *Botryosphaeria juniperi* (Wr.) Weese
Gibberella evonymi (Fuck.) Sacc.; *Gibbera evonymi* Fuck.; *Botryopshaeria evonymi* (Fuck.) Niessl
Calonectria otagensis (Linds.) Sacc.
Gibbera pulicaris Fuck. pr. p.
Gibberella pulicaris (Fr.) Sacc. *subsp. baccata* (Wallr.) Sacc.
Botryosphaeria pulicaris (Fr.) Ces. et Ntrs. *subsp. baccata* (Wallr.) Sacc.
Botryosphaeria pulicaris (Fr.) Ces. et Ntrs. *f. depauperata* Sacc.
Gibberella pulicaris (Fr.) Sacc. *f. ulmi* Syd.
Calonectria varians Sacc.
Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc. *v. juniperi sabinae* Roum.
G. Saubinetii (Mont.) Sacc. *f. lignicola* Roum.
G. Saubinetii (Mont.) Sacc. *v. pachyspora* Roum.

Perithezien oft zusammen mit den Sporodochien der Konidienstufe auf dem Stroma zerstreut oder gesellig, in kleinen Häufchen oder als Gürtel um das vorgewölbte Fruchtlager gruppiert, schwarz (im durchfallenden Lichte dunkelblau; bei Zusatz von Säure kirschrot werdend), bisweilen auch mit hellerer Basis oder je nach Substrat mit bräunlichweißen oder gelblichen Perithezien untermischt (*Calonectria varians* Sacc.), eirund-faßförmig bis kugelig, runzelig, am Scheitel mit Mündungspapille und undeutlichem Porus zum Durchgleiten der Sporen, mit weicher oder brüchiger plektenchymatischer Hülle, 0,25 × 0,2 (0,2—0,3 × 0,15—0,3) mm (Abb. 20). Sporen in 8-, seltener 4-sporigen

keulenförmigen, zarten, gestielten zwischen Paraphysen emporwachsenden Schläuchen entstehend, dann ausgestoßen und in isabellinen bis hellockerfarbenen Häufchen freiliegend, einzeln hyalin, glatt, länglich oval bis spindelförmig, an den Enden kegelstumpflich, bisweilen etwas ungleichseitig (subdorsiventral), 3 (1—3)-septiert: 1-sept. 17 × 5,7 meist 10—17 × 4,5—7 (9—20 × 4—9); 3-sept. 19 × 6 meist 13—25 × 4,7—8 (12—30 × 4—10); vereinzelt 4—5-sept. 24 × 6,4 (19—27 × 5—9); in 4-sporigen Schläuchen größer 23 × 7 meist 21—24 × 6—8 (20—27 × 5—10).

Die Schlauchform ist festgestellt auf *Acer, Ampelopsis, Artemisia, Brassica, Citrus, Clematis, Evonymus, Forsythia, Fraxinus, Juglans, Juniperus, Laburnum, Melia, Morus, Pirus, Populus, Ribes, Robinia, Rosa, Salix, Sambucus, Sophora, Ulmus, Viburnum, Wistaria, Yucca,* auf Holz in Europa, Amerika, Asien und Australien.

Beobachtungen. Die Schlauchform entsteht auch in Reinkulturen auf sterilisierten Vegetabilien. Die Perithezien zeigen nicht immer die einheitlich schwärzliche (im durchfallenden Lichte blaue) Färbung, sondern es kommen auch farblose Peritheziengruppen zwischen den dunkleren je nach dem Substrat mehr oder minder häufig vor. Bei manchen ist nur der untere Teil blaß oder gelblich, der Scheitel aber dunkelfarbig. Finden sich einzelne Gruppen ganz hellfarbig, so würde man sie leicht für Calonectria halten, wenn man nicht die zugehörige Fusariumstufe (*F. lateritium*) vorfindet. Auch die Konidienform ändert ab. Sie tritt in Rassen auf, die früher versuchsweise besonders bezeichnet worden sind. Manche Isolierungen haben mehr 3- als 5-septierte Konidien in Sporodochien und Pionnotes, andere umgekehrt vorwiegend Quinqueseptaten. Im Laufe von Jahren zeigen aber alle dieselben Schwankungen, bald aufwärts, bald abwärts, in Septierung und Konidiengröße. Aus diesem Grunde sind die Unterteilungen aufgegeben und mehrere Varietäten und Formen eingezogen. Ein Anlaß zu den Vergleichsstudien, die zu dieser Vereinfachung führten, war die Tatsache, daß die Grundart und ihre frühere Varietät (*v. fructigenum*) ungefähr auf denselben Wirtspflanzen festgestellt worden war. Erhebliche Unterschiede in der Pathogenität, die zur Aufstellung von besonderen Formen führen würden, sind bei diesen Ubiquisten kaum zu erwarten.

3. *Fusarium lateritium* Nees *v. mori* Desm. (Abb. 20)

Syn. *Selenosporium urticearum* Cda.; *Fusarium urticearum* (Cda.) Sacc. *Fusarium sphaeroideum* Pass.; *F. micropus* Sacc.; *F. moricolum* Capp.

Unterscheidet sich von der Grundart verhältnismäßig wenig in der Konidiengröße und Septierung, wächst aber durchweg mit olivbraunem (nicht dunkelblauem) Stroma und kommt in der Natur hauptsächlich auf Moraceen als Schädiger vor. Die Konidien sind 3—5-, seltener 1-, vereinzelt 0—2- und 6—7-septiert:

0-sept. 7 × 2,7—3,2 oder 11 × 4,6 (5—22 × 2,5—6)
1-sept. 22 × 3,3 meist 20—23 × 2,8—3,8 (15—35 × 2—4,2)
3-sept. 30 × 3,5 „ 26—34 × 3,2—4 (13—40 × 2,5—4,2)
5-sept. 43 × 3,7 „ 32—52 × 3,2—4,5 (25—70 × 3—5)
6—7-sept. 53 × 3,7 (35—70 × 3,3—5)

Chlamydosporen selten in Konidien 7—14 μ dick.

Vorkommen als Erreger von Zweigdürre auf *Moraceen*, Maulbeerbäumen *(Morus alba* und *M. nigra)*, Papiermaulbeerbaum *(Broussonetia)*, Feigenbäumen *(Ficus carica)* und Osagedorn *(Maclura aurantiaca = Ioxylon pomiferum)* in Europa.

Der Pilz ist die Nebenfruchtform von

Gibberella baccata (Wallr.) Sacc. *v. moricola* (DNtrs.) Wr. (Abb. 20)

Syn. *Sphaeria moricola* Ces.; *Gibbera mori* Fuck.
Botryosphaeria moricola Ces. et Ntrs.
Gibberella moricola (Ces. et Ntrs.) Sacc.; *G. moricola* (Ntrs.) Sacc. *v. brachyspora* Sacc.
Botryosphaeria pulicaris (Fr.) Ces. et Ntrs. pr. p.
Gibberella pulicaris (Fr.) Sacc. *subsp. moricola* (Ntrs.) Sacc.
? *G. atro-rufa* Pass.; ? *Dothidea decolorans* Fr.

Unterscheidet sich von der Grundart *G. baccata* durch etwas kleinere Sporen. Perithezien schwarz (im durchfallenden Lichte dunkelblau) 0,29 × 0,28 mm, meist in kleinen Gruppen beieinander auf gemeinsamen Stroma. Sporen oval-spindelförmig 3(1—3)-septiert:

1-sept. 13 × 5,2 meist 10—14 × 4,9—7 (9—15 × 4—9)
3-sept. 17 × 5,3 „ 13—20 × 4,9—7 (12—23 × 4—9)
einzelne 5-sept. 22 × 5,5 (20—25 × 5—6)

Vorkommen auf abgestorbenen Zweigen von Maulbeerbäumen *(Morus)* und anderer *Moraceen (Broussonetia, Ficus, Maclura)*, vielleicht auch auf *Ligustrum*, in Europa.

4. *Fusarium lateritium* Nees *v. minus* Wr. (Abb. 20)

Syn. *Fusarium salicis* Fuck. *v. minus* Wr.
F. illosporioides Sacc.

Unterscheidet sich von der Grundart durch geringere Septierung der Konidien, die auf einem meist nicht hervorbrechenden und auch nicht blaufarbigen Stroma in flacher Schicht orangeroter Färbung abgelagert werden oder als lockeres Pulver im Luftmyzel eingestreut liegen (Abb. 20). Konidien 0—1-, selten bis 19% der Gesamtzahl 3-septiert:

0-sept. 9,4 × 3 meist 8—12 × 2,8—3,3 (4—14 × 2—3,8)
1-sept. 19 × 3,4 (15—23 × 3—3,75)
3-sept. 29 × 3,7 (22—35 × 3—4)

Vorkommen in den Rissen von Faulflecken kranker Zweige von *Lupinus arboreus* bei Fort Scott in der Nähe von San Francisco in Kalifornien (J. R. Weir, 1920) vielleicht auch auf Ribes *(F. illosporioides* Sacc.) in Italien.

5. *Fusarium lateritium* Nees *v. uncinatum* Wr. (Abb. 20)

Syn. *Fusarium uncinatum* Wr.

Unterscheidet sich von der Grundart durch dünnere, beidendig, besonders am Scheitel stark eingebogene, fast hakig gekrümmte Konidien von durchschnittlich geringerer Septierung. Konidien 1—3-, seltener 0-, ausnahmsweise 4—7-septiert:

0-sept. 9 × 2,5 8—10 × 2—2,8 (5—13 × 1,5—5); 1-sept. 15 × 2,5 13—17 × 2—3 (11—20 × 1,5—3,2); 3-sept. 25 × 3 20—30 × 2,3 — 3,5 (17—35 × 2—3,7); 5-sept. 39 × 3,3 (35—44 × 2,8—4); 7-sept. 45 × 3,4 (40—52 × 3—4).

Chlamydosporen in Ketten oder einzeln, interkalar in Konidien sowie im Myzel.

Vorkommen an kranken Pflanzen von *Cajanus indicus* in Indien.

6. *Fusarium lateritium* Nees *v. majus* Wr.

Syn. *Fusarium celtidis* Ell. et Tracy
F. fructigenum Fr. *v. majus* Wr.; *F. lateritium* Nees *v. majus* f. 1 Wr.
F. parasiticum Fautr. (non West.); *F. Fautreyi* Sacc.

Unterscheidet sich von der Grundart durch größere, meist 5-, seltener 3—6-, ausnahmsweise 0—2- oder 7—9-septierte Konidien: 0-sept. 8,3 × 3 (8—11 × 2,5—3,5); 1-sept. 21 × 3,4 (11—35 × 2,5—5) 3-sept. 35 × 3,5 meist 32—42 × 2,5—4,4 (20—52 × 2,3—5) 5-sept. 53 × 4 „ 46—64 × 3,5—4,7 (44—84 × 3,5—5) 7-sept. 66 × 4,1 „ 52—72 × 3,2—4,5 (50—84 × 3,5—5)

Vorkommen auf dürren Ästen usw. von Akazie *(Acacia)*, Buchsbaum *(Buxus)*, Quitte *(Cydonia)* und Hollunder *(Sambucus)* in Europa und Nordamerika.

Als Schlauchform des Pilzes ist festgestellt:

Gibberella baccata (Wallr.) Sacc. *v. major* Wr.

Syn. *Gibbera pulicaris* Fuckel pr. p.

Von *G. baccata* durch größere Sporen und Konidien unterschieden. Perithezien blauschwarz. Sporen 3-sept. 21 × 6,4 meist 17—22 × 6—6,7 (15—25 × 4,6—9), einige 1-sept. 16 × 6,2 meist 14—17 × 5,9—6,7 (11—20 × 4—8), ausnahmsweise 4—5-sept. 24 × 6,4 (19 —27 × 5,5—9). Konidien siehe oben.

Vorkommen auf dürren Hollunderästen *(Sambucus)* in Europa.

7. *Fusarium lateritium* Nees *v. longum* Wr. (Abb. 21)

Syn. *Fusarium lateritium* Nees. *v. longum f.* 1 Wr.
Microcera mytilaspidis McAlp.
? *Fusarium longisporum* Cke. et Mass.

Die Konidien sind lang, walzenförmig, beidendig verschmälert, am Scheitel eingeschnürt, an der Basis fußzellig, in sporodochialen und pionnotalen schleimigen Massen orangerot, meist 5-, seltener 3—4- oder 6—7-, ausnahmsweise bis 9-septiert, im Luftmyzel mit nur spärlich eingestreuten kleinen, 0—1-septierten Sporen untermischt:

0-sept. 9 × 2,5 (8—16 × 2—3,3)
1-sept. 13 × 3 (9—20 × 2,5—3,5)
3-sept. 42 × 3,7 (19—54 × 3—4,2)
5-sept. 61 × 4,3 meist 52—69 × 3,9—4,9 (45—80 × 3,5—5,5)
7-sept. 72 × 4,7 „ 67—77 × 4,2—5,2 (56—90 × 4—6)
9-sept. 84 × 4,5 (80—94 × 4,5—6)

Im Stroma, das blaß oder blaufleckig auftritt, kommen mehr oder weniger häufig kleine kugelige, dunkelblaue oder blasse Sklerotien vor.

Der Pilz lebt meist auf Bäumen, oft zusammen mit Schildläusen, mit anderen Pilzen wie *Nectria (Sphaerostilbe) coccophila* und *Meliola amphitricha* soziert, hauptsächlich in tropischen und subtropischen Ländern Amerikas, Asiens und Australiens, seltener in Europa.

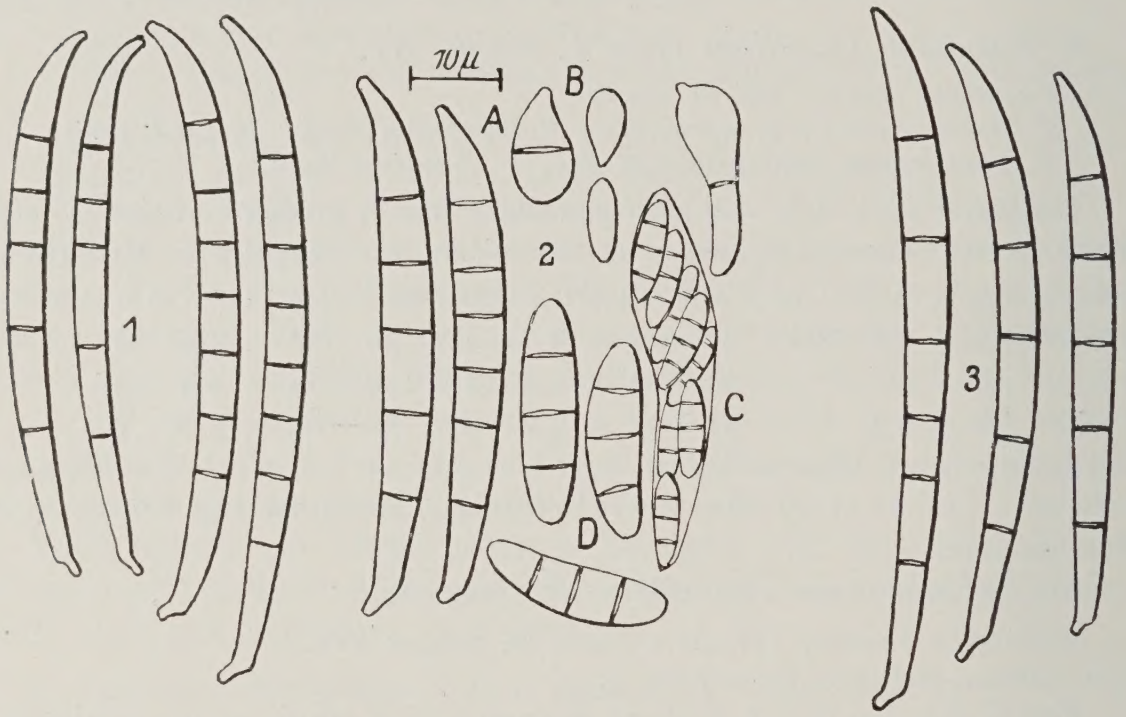

Abb. 21. XII. Gruppe *Lateritium*:

1. *Fusarium stilboides*. 2. *Fusarium sarcochroum: Gibberella pseudopulicaris*. A. Makrokonidien. B. Mikrokonidien. C. Askus (× 450). D. Askosporen

3. *Fusarium lateritium v. longum*

8. *Fusarium stilboides* Wr. (Abb. 21)

Syn. *Fusarium stilboides v. minus* Wr.
F. fructigenum Fr. *v. majus* Wr. f. 1 Wr. et Rg.

Luftmyzel flockig, dicht oder spärlich entwickelt, erst weiß, dann durch die von der plektenchymatischen Basis des Stromas ausgeschiedenen honiggelben bis karminroten Farbentöne verändert, rosig oder gelblich, stellenweise auch blaufleckig in der Nähe dunkelblauer sklerotialer, knorpeliger, vorbrechender Knötchen, später von orangefarbigen Konidienschleimen überzogen. Konidien anfangs zerstreut oder in falschen Köpfchen, dann auch in Sporodochien und Pionnotes entstehend, bisweilen so reichlich nacheinander von den Enden der Träger abgeschnürt, daß sie in Säulchen von mehreren Millimetern Länge vorquillen. Kleinere 0—1-septierte Konidien selten und eingestreut, oval, spindel- oder birnenförmig, mittelgroße 2—3-septierte, mehr oder minder fußzellige Sichelsporen ebenfalls selten, während in den Sporodochien und Schleimlagern große walzenförmige, beidendig stärker als in der Mitte gekrümmte, am Scheitel eingeschnürte, an der

Basis deutlich fußzellige, meist 5-, seltener 3—7-, ausnahmsweise 8—16-septierte Sichelsporen entstehen. Konidiengrößen

0-sept. 7 × 2,7 (5—11 × 2,5—3)
1-sept. 15 × 3,2 (11—19 × 2,8—5,7)
3-sept. 28 × 3,4 meist 24—33 × 3,1—4 (16—48 × 2,7—5)
5-sept. 61 × 4,2 „ 48—73 × 3,5—5,1 (40—97 × 3,3—6)
7-sept. 74 × 4,5 „ 66—90 × 4—5,1 (56—105 × 3,5—6)
9-sept. 78 × 5 „ 70—92 × 4,3—5,2 (69—110 × 3,8—6)
10—16-sept. 70—98 × 5—6

Dunkelblaue kugelige 0,35—0,6 mm große Sklerotien finden sich bisweilen im Stroma vor. Chlamydosporen fehlen.

Vorkommen auf verschiedenen Bäumen wie *Citrus*, *Coffea* und *Pinus*, oft zusammen mit *Nectria (Sphaerostilbe) coccophila* auf Schildläusen *(Cocciden)* an lebenden Blättern und Ästen verschiedener *Citrus*-Arten, ferner auch an Bergkiefern *(Pinus monticola)* in Blasenrostlagern *(Peridermium)* des wirtswechselnden Säulenrostpilzes *(Cronartium ribicola)*, in Amerika, Asien und Australien besonders in subtropischen Gebieten, aber auch in die gemäßigte Zone vordringend.

Beobachtung. Der Pilz wächst in Reinkulturen viel schneller als echte auf Schildläusen schmarotzende Vertreter der Gruppe *Macroconia*, mit deren Konidien eine gewisse äußere Ähnlichkeit in Größe und Gestalt besteht. Dasselbe gilt für den vorigen Pilz, *F. lateritium v. longum*. *Gibberella subtropica* (Rehm) Wr. syn. *G. pulicaris* (Fr.) Sacc. *v. subtropica* Rehm (Ann. mycol. 9: 63, 1911), das von faulenden Pflanzenstengeln aus Brasilien bekannt ist, hat Konidien, die 5-septiert 52 × 4,3 und 7-sept. 60 × 4,3 messen. Sie werden auf karminrot verfärbtem Stroma abgelagert. Die Askosporen sind spindelförmig und messen 1-septiert 13—19 × 4—5,5; 3-sept. 20—26 × 4,5—5,5. Ob dieser Pilz als höhere Fruchtform des *F. stilboides* in Betracht kommt, läßt sich nicht sicher entscheiden.

9. *Fusarium sarcochroum* (Desm.) Sacc. (Abb. 21)

Syn. *Fusarium sarcochroum* (Desm.) Sacc. *v. robiniae* (Pass.) Wr.; *F. robiniae* Pass.
Selenosporium sarcochroum Desm.
Fusarium desciscens Oud.; ? *F. diplosporum* Cke. et Ell.

Luftmyzel büschelig, wollig, weiß, dann rosig bis gelblich, das ausgebreitete, glatte, plektenchymatische, bräunlichweiße, goldgelbe, rosige oder gewölbte vorbrechende, tuberkulare, sklerotiale, kastanienbraune, grüne oder dunkelblaue Stroma bedeckend. Konidien seltener frei, im Myzel zerstreut, ei-, spindel- oder birnförmig, gerade bis schwach gekrümmt, 0—3-septiert, als sporodochial und pionnotal in halbkugeliger Schicht, bisweilen auch in Form kleiner Säulchen vorquellend oder zu flachen Schleimen verfließend, in Masse goldgelborange, trocken ziegelrot, bei pulveriger Eintrocknung heller werdend, typisch linear-lanzenförmig bis schwach sichelförmig, manchmal s-förmig hin- und hergewunden, an der Spitze eingeschnürt oder kegelförmig, an der Basis fußzellig, abgestutzt oder mit Anhängsel versehen,

mit 5—7, seltener 3—4, ausnahmsweise 8—9 deutlichen Scheidewänden, derbhäutig:

5-sept. 44× 4,7 meist 37—53× 3,7—5,4 (28—60× 3—6)
7-sept. 54× 5 ,, 51—63× 4,4—5,7 (45—70× 4—6)
3-sept. 32× 4,2 ,, 27—37× 3,7—5,4 (17—42× 3—5,5)
eingestreute kleine 0-sept. 12×4,4 meist 11—14×4—5 (6—23×3—8)
1-sept. 20× 5,7 meist 13—23× 4,2—7 (9—35× 3—8)
3-sept. 30× 4,4 ,, 24—35× 4—7,1 (15—38× 3,8—8)
Chlamydosporen fehlen.

Vorkommen hauptsächlich an Holz, Zweigen, Rinden und Hülsen verschiedener Leguminosen wie Besenginster *(Sarothamnus scoparius)*, Robinie *(Robinia pseudacacia)*, Goldregen *(Laburnum vulgare)*, Schnurbaum *(Sophora japonica)* und Stechginster *(Ulex europaeus)*, seltener auf Hollunder *(Sambucus)*, Platane *(Platanus)* und Kartoffel *(Solanum tuberosum)*, gewöhnlich auf frostbeschädigten oder faulenden Pflanzenteilen, in Europa und in Nordamerika.

Die Schlauchform ist

Gibberella pseudopulicaris Wr. (Abb. 21)

Syn. *Gibbera pulicaris* Fr. *f. sarothamni* Rehm
Botryosphaeria pulicaris (Fr.) Sacc. *f. laburni* Sacc.

Perithezien blauschwarz, kugelig, gesellig, runzelig, 0,15—0,23 mm dick. Sporen gerade, langoval- lanzenförmig, seltener ungleichseitig und etwas eingekrümmt, 3-septiert 23×6,2 meist 18—25×5,3—6,5 (16—27× 4—9).

Vorkommen auf Ästen von *Laburnum, Sarothamnus* und anderen Leguminosen (vergleiche bei *Fusarium sarcochroum*).

Die Gruppe Liseola

Mit zweierlei Konidienformen: Mikro- und Makrokonidien. Mikrokonidien winzig, 0—1-septiert, bei einigen Pilzen in langen Ketten, deren Glieder mehr oder weniger verklebt und verbunden bleiben, abgeschnürt oder auch in falschen Köpfchen zusammengeballt, dann im Luftmyzel als feines Pulver verstreut, spindelig-oval, seltener birnförmig. Makrokonidien zart, dünn, pfriemenförmig fast zylindrisch, gerade oder gekrümmt, aber auch etwas dorsiventral, spindelig-sichelförmig, beidendig verschmälert, bisweilen etwas hakig gebogen, an der Spitze plötzlich eingeschnürt, an der Basis mehr oder minder fußzellig, zwischen den bei den Gruppen *Lateritium* und *Roseum* vorhandenen Formen schwankend, auch *Elegans (Constrictum)* etwas ähnelnd, zerstreut, in flachen Köpfchen, Sporodochien und Pionnotes auftretend, in Masse bräunlichweiß, isabellin bis lachs-orangefarbig, trocken ziegelrot, zimtbraun oder blaß. Chlamydosporen fehlen. Stroma ausgebreitet, plektenchymatisch, hell, bräunlichweiß, rosig, violett (mit

Säure rot), glatt, runzelig oder sklerotial vorbrechend, bisweilen kugelige, dunkelblaue Sklerotien bergend. Luftmyzel weiß oder mit Einschlägen stromatischer Farbentöne. Einige Vertreter sind als Nebenfruchtformen von *Gibberella* erkannt (Abb. 22 und 23).

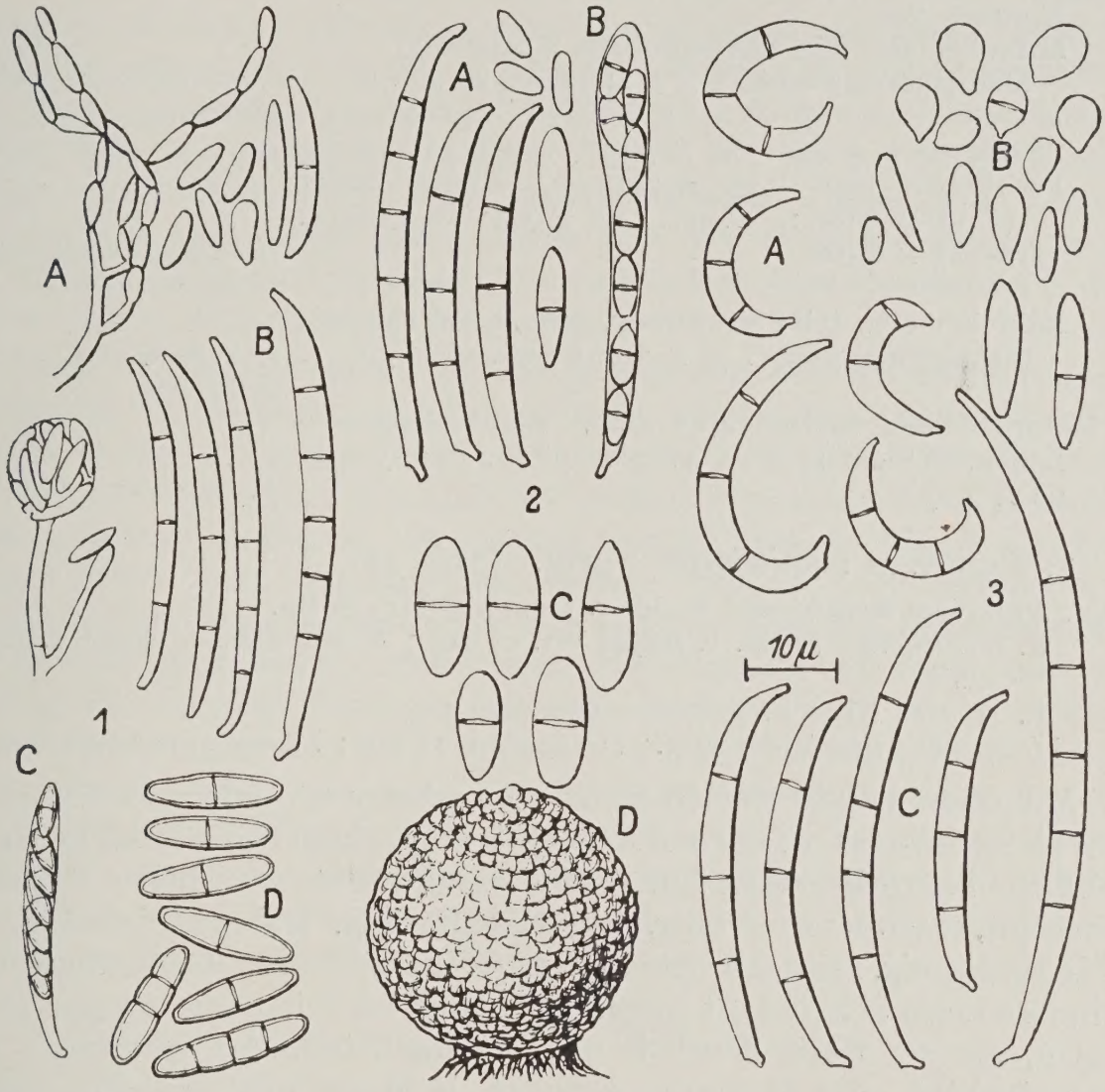

Abb. 22. XIII. Gruppe *Liseola*:
1. *Fusarium moniliforme: Gibberella Fujikuroi.* A. Mikrokonidien in Ketten und (unten) falschen Köpfchen. B. Makrokonidien. C. Askus (×225). D. Askosporen (×450)
2. *Fusarium moniliforme v. subglutinans: Gibberella Fujikuroi v. subglutinans.* A. Makro- und Mikrokonidien. B. Askus (×450). C. Askosporen (×900). D. Perithezium (×90)
3. *Fusarium moniliforme v. anthophilum.* A. Gekrümmte Makrokonidien. B. Birnen- bis spindelförmige Mikrokonidien. C. Normale Makrokonidien

Schlüssel zur Bestimmung der *Liseola*-Fusarien

Mikrokonidien in mehr oder minder verklebt bleibenden Ketten
- Makrokonidien zerstreut, weder sporodochial noch pionnotal: 3-septiert 24 × 3,6; 5-septiert 31×4 — *F. moniliforme v. minus*
- Makrokonidien auch in Sporodochien und Pionnotes
  - Sichelsporen ziemlich klein: 3-sept. 26 × 2,9 — *F. lactis*
  - Sichelsporen größer, 3—5-septiert: 3-sept. 36 × 3; 5-sept. 49 × 3,1 — *F. moniliforme*
  - Sichelsporen 3—5-septiert: 3-sept. 32—40×2,9—3,2; 5-sept. 44—56 × 3—3,2

Perithezien blau, 0,19—0,39 × 0,16—0,42 mm; Sporen meist 1(1—3)-septiert: 1-sept. 15,0 × 5,2; 3-sept. 19,0 × 5,2 — *Gibberella Fujikuroi*

Mikrokonidien nicht zu Ketten verklebt

Makrokonidien typisch etwa 3,5 dick. Blaue Sklerotien kommen vor

Mikrokonidien nie ausgesprochen birnförmig. Sichelsporen 3-sept.32 × 3,5; 5-sept. 50 × 3,5 — *F. moniliforme v. subglutinans*

Sichelsporen 3-sept. 36 × 3,3; 5-sept. 50 × 3,3

Perithezien blau 0,20—0,4 diam. Sporen meist 1(1—3)-septiert: 1-sept. 15,8 × 5,2; 2—3-sept. 18—23 × 4—6 — *Gibberella Fujikuroi v. subglutinans*

Mikrokonidien teils birnförmig, teils spindelig-oval; Sichelsporen 3-sept. 40 × 3,5; 5-sept. 56 × 3,5 — *F. moniliforme v. anthophilum*

Makrokonidien typisch 4,25 dick. Blaue Sklerotien fehlen. Sichelsporen 3-sept. 46 × 4,25; 5-sept. 62 × 4,25 — *F. neoceras*

1. *Fusarium moniliforme* Sheld. (Abb. 22)

Syn. *Fusarium moniliforme* Sheld. *v. erumpens* Wr. et Rg.
F. moniliforme Sheld. *v. majus* Wr. et Rg.; *F. moniliforme* Sheld. *v. fici* Caldis
F. celosiae Abe; *F. samoense* Gehrm. pr. p.
? *Oospora verticillioides* Sacc.; ? *O. hyalinula* Sacc.; ? *Torula hyalinula* Sacc.

Mikrokonidien in Ketten mehr oder minder verklebt und verbunden bleibend, oder in falschen Köpfchen abgeschnürt, später im hellen, gelblich- bis rosigweißen Luftmyzel als unscheinbares, helles Pulver verstreut, ein- oder zweizellig, spindelig-eiförmig. Makrokonidien zart, pfriemenförmig, schwach sichelförmig oder fast gerade, beidendig verschmälert, am Scheitel oft eingeschnürt und bisweilen etwas hakig gebogen, an der Basis deutlich oder schwach fußzellig, zerstreut, in Sporodochien oder Pionnotes gelagert, in Masse hell, isabellin oder lachs-orangefarben, trocken ziegelrot bis zimtbraun oder verblassend, 3—5-, selten 6—7-septiert:

0-sept. 8,4 × 2,4 meist 5—12 × 2—3 (4—18 × 1,5—4)
1-sept. 17 × 2,9 „ 12—22 × 2,2—3,5 (9—30 × 2—5)
3-sept. 36 × 3 „ 32—50 × 2,7—3,5 (20—60 × 2—4,5)
5-sept. 49 × 3,1 „ 41—63 × 2,7—4 (37—70 × 2—4,5)
7-sept. 66 × 3,2 „ 61—82 × 2,7—4,2 (58—90 × 2,5—4,5)

Chlamydosporen fehlen. Dunkelblaue kugelige 0,08 × 0,1 mm dicke Sklerotien können vorhanden sein oder fehlen. Stroma ± plektenchymatisch, gelblich, bräunlich, violett usw.

Vorkommen auf Gramineen, namentlich als Schädiger von Getreide und anderen Gräsern *(Andropogon sorghum, Avena, Hordeum, Oryza, Panicum, Secale, Sesamum, Setaria, Triticum* und *Zea)*, Zuckerrohr *(Saccharum officinarum)*, ferner auf Liliifloren, Solanaceen und ande-

ren Pflanzengruppen verbreitet in tropischen und subtropischen Ländern Asiens, Amerikas, Afrikas, Australiens, Melanesiens, seltener in Europa.

Der Pilz ist variabel und kommt in Formen vor, die in der Septierung der Konidien schwanken, bisweilen plötzlich aufsteigen zur Entwicklung einer über die Norm hinausgehenden Zahl höher septierter sporodochialer oder pionnotaler Sichelsporen, dann wieder nachlassen und meist Mikrokonidien bilden. Ebenso ist das Vorkommen von Sklerotien und sklerotial vorbrechender Stromata wechselnd. Einige Varietäten und Arten fallen daher mit der Grundart zusammen; *F. samoense* ist anscheinend ein Gemisch von *F. moniliforme* und *F. decemcellulare (Calonectria rigidiuscula)*.

Der Pilz bildet auf einigen Wirtspflanzen die Schlauchform, in manchen Fällen aber so spärlich, daß die Beschreibung nicht alle normalen Schwankungen umfaßt und dann beim Vergleich mit anderen Vertretern desselben Formenkreises größere Unterschiede vortäuscht, als tatsächlich bestehen. Aus diesem Grunde ging die höhere Fruchtform bisher unter verschiedenen Namen. Bei der noch bestehenden Unsicherheit über die Zugehörigkeit des Zuckerrohrpilzes *Lisea australis v. sacchari* Speg. (1896) scheint es zweckmäßig, die Schlauchform vorläufig als *Gibberella Fujikuroi* zu bezeichnen, da dieser Reisschädiger von Sawada schon 1917 als *Lisea Fujikuroi* aufgestellt ist. Die Gattung *Lisea* Sacc. ist als *Sectio Lisea* zur Untergattung *Eugibberella* der Gattung *Gibberella* gestellt (Angew. Bot. 8 : 182, 1926). Sie entspricht der Gruppe *Liseola* bei *Fusarium* und hat blaue Perithezien mit meist 1-, seltener 2—5-septierten Askosporen in 4—8-sporigen Schläuchen, zwischen denen mehrzellige Paraphysen stehen.

2. *Gibberella Fujikuroi* (Saw.) Wr. (Abb. 22)

Syn. *Lisea Fujikuroi* Saw.
Gibberella moniliformis (Sh.) Winel.
? *Lisea australis* v. *sacchari* Speg.

Nach Sawadas Beschreibung und Kurosawas Ergänzungen hat der auf Reispflanzen *(Oryza sativa)* lebende Pilz dunkelblaue, kugel- bis eiförmige außen etwas rauhe Perithezien von 0,25—0,33 × 0,22—0,28 (0,19—0,39 × 0,16—0,42) mm Größe. Die zwischen mehrzelligen, keuligen 120—135 × 15 (84—150 × 9—18) großen Paraphysen emporwachsenden zylindrisch-kolbenförmigen, oben abgeplatteten 90—102 × 9—7 (66—129 × 7—14) großen, meist 4—6-, seltener 8-sporigen Schläuche enthalten lang-ellipsoidische, ein- oder undeutlich zweireihig angeordnete, 1-septierte, etwa 15 × 5,2 meist 14—18 × 4,4—7 (10—24 × 4—9), ausnahmsweise (in 1-sporigen Schläuchen) auch größere (27—45 × 6—7 μ) vor der Keimung zuweilen 2—4-septierte Sporen. Nach Sawada messen die Sporen 1-sept. 13 × 5, nach Kurosawa durchschnittlich 16,5 × 6,4. Auf Mais *(Zea)* werden von Wine-

land für *G. moniliformis* die Größen, wie folgt, angegeben: Sporen 1(1—3)-septiert: 1-sept. 15,7 × 4,4; 3-sept. 16,9 × 4,4 (16—18,5 × 4,1—4,6). In einigen Fällen hat der Maispilz aber 4—7 μ dicke Sporen, so daß erhebliche Schwankungen auch auf *Zea* vorkommen (Abb. 22). Die Konidien sind von *Fusarium moniliforme* nicht zu unterscheiden und messen:

0-sept. 8,7 × 3 meist 6—12 × 2—4 (4—23 × 1—5)
1-sept. 15,7 × 2,9 „ 13—16 × 2,5—3 (11—27 × 2,5—4)
3-sept. 35,4 × 3,3 „ 27—43 × 3—3,5 (21—51 × 2,5—4,5)
5-sept. 48,8 × 3,6 „ 44—51 × 3,5 (41—61 × 3—4,5)

Vorkommen als Erreger einer mit abnormem Längenwachstum einhergehenden Fusariose der sogenannten „*Bakanae*"-Krankheit der Sämlinge von Reis *(Oryza sativa)*, der „*Pokkah-boeng*"-Krankheit des Zuckerrohrs *(Saccharum officinarum)* und ähnlicher Schädigungen an Mais *(Zea mays)*. Doch verhalten sich die einzelnen Pilz-Isolierungen von Reis, Zuckerrohr und Mais verschieden sowohl auf ihrer eigenen als auch auf den anderen Wirtspflanzen. Nach Ito S. und Kimura J. (Studies on the bakanae disease of the Rice plant (Hokkaido Agr. Exp. Sta. Rept. 27, 1931) ist *G. Fujikuroi* identisch mit oder höchstens eine Variante von *G. moniliformis*. Damit wäre der Pilz auf zahlreichen Wirtspflanzen in allen Weltteilen außer Europa verbreitet.

3. *Fusarium moniliforme* Sheld. *v. subglutinans* Wr. et Rg. (Abb. 22)

Unterscheidet sich im wesentlichen durch die nicht kettig verklebt bleibenden Mikrokonidien. Die Makrokonidien sind 3—5-, selten bis 7-septiert:

0-sept. 9 × 2,5 meist 7—12 × 2—3,5 (6—15 × 1,7—4)
1-sept. 17 × 2,9 „ 14—20 × 2,5—3,5 (10—28 × 2,2—4,5)
3-sept. 36 × 3,3 „ 25—48 × 3—4 (18—60 × 2,5—4,5)
5-sept. 50 × 3,5 „ 43—53 × 3,2—4 (40—61 × 3—4,5)
6—7-sept. 48—57 × 3,25—4,5

Chlamydosporen fehlen. Dunkelblaue kugelige Sklerotien und unregelmäßige, vorbrechende sklerotiale Stromata können vorhanden sein oder fehlen.

Vorkommen auf Getreide wie Weizen *(Triticum)* und Mais *(Zea)*, auf Zuckerrohr *(Saccharum)* und anderen Gramineen; in ähnlicher Weise schädlich wie die Grundart; ferner auf Ananas, Banane *(Musa)*, Manilahanf *(Musa textilis)*, Kakaobäumen *(Theobroma cacao)*, gelegentlich auch auf Tieren z. B. auf einer südwestafrikanischen Heuschrecke *(Nomadacris septemfasciata)*, auf dem Maiszünsler *(Pyrausta nubilaris)*, sowie in der Luft, in tropischen und subtropischen Ländern Amerikas, Asiens, Afrikas und Australiens, seltener in Europa.

Die Schlauchform ist

4. *Gibberella Fujikuroi* (Saw.) Wr. *v. subglutinans* Edwards (Abb. 22)

Die dunkelblauen, etwas rauhen, kugelig-eiförmigen Perithezien sind von der Größe wie beim Typus. Die Sporen entwickeln sich in 4—8-sporigen keuligen zwischen etwa sechszelligen 70—100 × 6—15 großen Paraphysen vom Grunde der Gehäuse emporstrebenden Schläuchen, sind meist einreihig angeordnet und messen 1-septiert 15,8 × 5,2 meist 14—18 × 4,7—5 (11—22 × 3—8), die ausnahmsweise 2—3-septierten Sporen 18—23 × 4—6. Die aus Askosporen entwickelte Konidienstufe entspricht völlig dem *F. moniliforme v. subglutinans* (Abb. 22).

Vorkommen an krankem Mais *(Zea mays)* als Erreger von Schäden an Sämlingen und späteren Entwicklungsstufen der Wirtspflanze in Australien (N. S. Wales).

5. *Fusarium moniliforme* Sheld. *v. anthophilum* (A. Br.) Wr. (Abb. 22)

Syn. *Fusisporium anthophilum* A. Br. in Rabh. F. europaei 1964
Fusarium anthophilum (A. Br.) Wr. pr. p.
Fusisporium succisae Schröt.; *Fusarium succisae* (Schröt.) Sacc.

Mikrokonidien entweder spindelförmig oder oval, birnförmig bis lanzenförmig, gerade oder gekrümmt einzellig oder septiert, an den Spitzen einfacher oder verzweigter Träger des hellen, gelblich- oder rosigweißen Luftmyzels nacheinander abgeschnürt, aber nicht zu Ketten verbunden, sondern in falschen Köpfchen gesammelt, später als helles Pulver im Myzel verstreut. Makrokonidien in isabellinen, fleischrosigen bis orangefarbigen schleimigen Massen, seltener in winzigen Sporodochien gelagert, länglich, fast zylindrisch, leicht gekrümmt, am Scheitel eingeschnürt, fast schnabelförmig, mit fußzelliger oder mit einem Anhängsel versehener, seltener kegelförmiger oder abgestutzter Basis, im Anfang der Entwicklung bei manchen Isolierungen mit einer Anzahl stark gekrümmter bis spiralig aufgerollter Konidien aller Größen untermischt, 3-, sehr selten 4—5-septiert:

0-sept. spindelförmig 9 × 3 meist 6—12 × 2,1—3,3 (6—15 × 2—3,6)
0-sept. birnförmig 8 × 4,5 „ 6—10 × 3,4—5,6 (5—15 × 3—7,5),
1-sept. spindelförmig 20 × 3,3 meist 14—25 × 2,4—4,6 (10—29 × 2,2—5)
1-sept. birnförmig 14 × 5,3 (10—19 × 4,5—6)
3-sept. 40 × 3,4 meist 31—51 × 2,7—4,4 (24—70 × 2,5—5)
5-sept. 56 × 3,4 „ 52—71 × 3,1—4,1 (46—100 × 3—4,5)

Stroma ausgebreitet, plektenchymatisch, blaß oder rosig bis violett, bisweilen sklerotial vorbrechend, dunkelblau (mit Säure rotwerdend). Chlamydosporen fehlen.

Vorkommen auf dem Wiesenunkraut Teufelsabbiß *(Succisa pratensis = Scabiosa succisa)* als Parasit auf den Blütenköpfchen, deren Corollen infolge des Befalls geschlossen bleiben und kleistogam fruchten oder bei starkem Befall steril bleiben und faulen, in Deutschland und

Frankreich. Ein morphologisch übereinstimmender Pilz ist gelegentlich auf Seegras *(Zostera marina)* aufgetreten, aber bedarf weiterer Untersuchung.

6. *Fusarium moniliforme* Sheld. *v. minus* Wr. (Abb. 23)

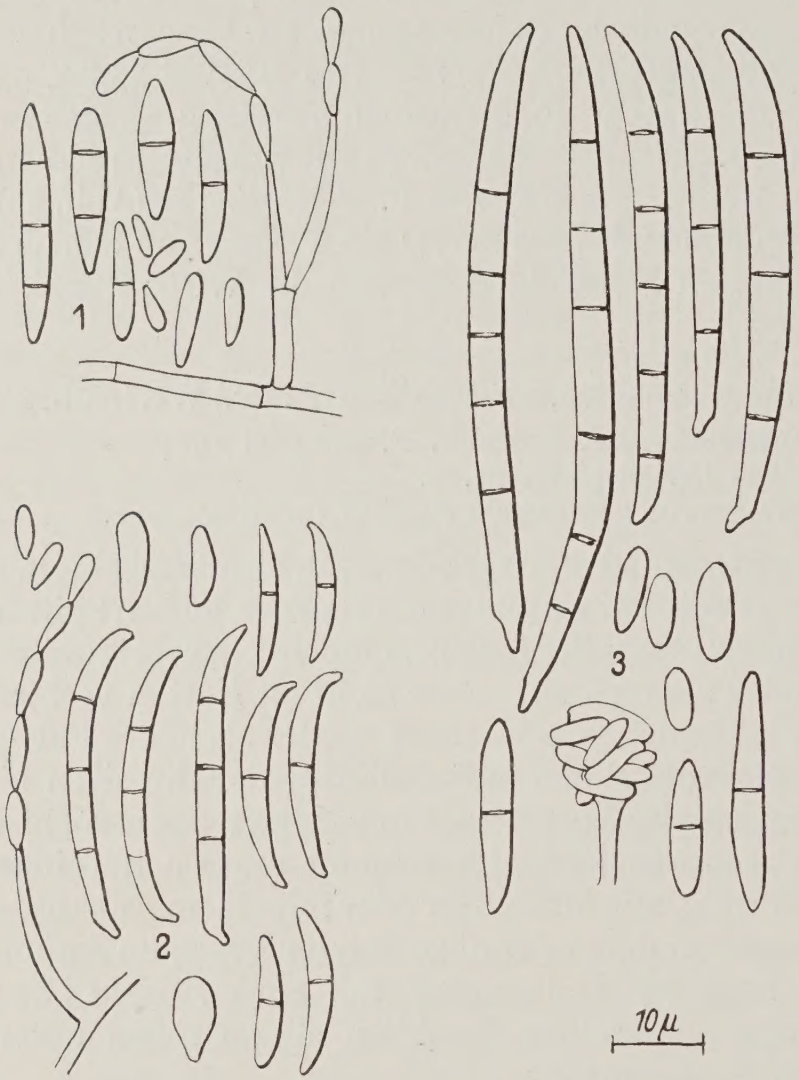

Abb. 23. XIII. Gruppe *Liseola*:
1. *Fusarium moniliforme v. minus*. 2. *Fusarium lactis*. 3. *Fusarium neoceras*

Weicht vom Typus ab durch Fehlen sporodochialer und pionnotaler-Konidienschleime. Mikrokonidien in langen Ketten oder in falschen Köpfchen angeordnet, dann im weißrosigen Luftmyzel verstreut, oval-spindelförmig, ein- bis zweizellig. Makrokonidien selten, spärlich eingestreut (bis 1%), 3—6-septiert, lanzenförmig gerade, seltener spindelig-sichelförmig, schwach gekrümmt, am Scheitel allmählich zugespitzt, an der Basis stumpflich, kegelförmig, selten mit Ansatzpapille versehen, nicht fußzellig:

0-sept. 9 × 2,6 meist 5—14 × 1,9—3 (3,5—15 × 1,5—4)
1-sept. 14 × 3 ,, 13—16 × 2,9—3 (8—20 × 2—4,5)
3-sept. 24 × 3,6 (19—30 × 2,5—4,6)
5-sept. 31 × 4 (24—42 × 3—6)
6-sept. 37 × 4 (29—43 × 3,5—4,5)

Dunkelblaue kugelige Sklerotien bisweilen vorhanden.

Vorkommen auf faulenden Früchten wie Tomaten *(Lycopersicum esculentum)*, und Bananen *(Musa sapientum)*, eingeschleppt an Gewächshauspflanzen wie *Sanseviera guinensis*, in Erde, in tropischen und subtropischen Ländern (siehe Grundart), verschleppt auch in Europa, im ganzen verhältnismäßig selten beobachtet.

7. *Fusarium lactis* Pir. et Rib. (Abb. 23)

Syn. *Fusarium apiogenum* Sacc.; *Fusarium pyrinum* Schw. (non Fries)
? *Discocolla pirina* Prill. et Del.
Fusarium rubrum Parav.

Mikrokonidien in mehr oder minder langen verklebten Ketten entstehend oder auch in falschen Köpfchen zusammengeballt, eiförmig, zylindrisch, gerade, seltener etwas gekrümmt, bisweilen birnförmig, ein- oder zweizellig, später als helles Pulver im hellen, rosigen bis roten Myzel zerstreut. Ferner entstehen an büschelig dicht verzweigten, einem plektenchymatischen blassen, violetten oder kirschroten (mit Ammoniak blau werdenden) Stroma entsprießenden Trägern auch größere spindelige oder fast zylindrische, beidendig verschmälerte, am Scheitel stärker, fast hakig gekrümmte Sichelsporen mit kegelförmiger bis fußzelliger Basis, eingestreut oder in falschen Köpfchen, seltener in makroskopisch auffallenden hellorangefarbenen Schleimen sporodochialer oder pionnotaler Lagerung, 1—3-, ausnahmsweise 4—5-septiert:

0-sept. 7,7 × 2,5 meist 5,3—13 × 1,8—3,7 (3—16 × 1,5—6)
1-sept. 17 × 2,5 „ 13—21 × 2—3,2 (9—32 × 2—6)
2-sept. 20 × 2,9 „ 18—26 × 2,1—3,6 (15—35 × 2—4)
3-sept. 26 × 2,9 „ 20—33 × 2,1—4,6 (16—40 × 2—4)
vereinzelt 4—5-sept. 30 × 3,2 (25—34 × 3—4)

Gequollen werden die Konidien, z. B. bei der Keimung, bis 6 μ dick.

Vorkommen auf Molkereierzeugnissen (saurer und frischer Milch, Butter), zuweilen zusammen mit *Mucor* und *Oospora*; auf faulendem Kernobst, Äpfeln *(Pirus malus)*, Birnen *(Pirus communis)*, Quitten *(Cydonia vulgaris)* als Fäulniserreger; auf Erde, in der Luft; in Europa, Asien (Sibirien), und vereinzelt in Nordamerika.

8. *Fusarium neoceras* Wr. et Rg. (Abb. 23)

Mikrokonidien einzeln oder in falschen Köpfchen, nicht in Ketten verklebt, einzellig, oval-spindelig, seltener zweizellig, ausnahmsweise dreizellig, später im Myzel als Pulver verstreut. Makrokonidien in Sporodochien und Pionnotes bräunlichweiß-sahnefarbig bis inkarnat, bisweilen durch die Farbentöne des violett- oder blaufleckig werdenden und in konzentrischen Zonen wachsenden Stromas verändert und in Ringen auf ihm abgelagert, länglich fast zylindrisch, gerade oder schwach gekrümmt, beidendig verschmälert, am Scheitel kaum eingeschnürt, mit kegelförmiger bis schwach fußzelliger Basis, 3(3—5)-, sehr selten 6—9-septiert:

0-sept. 11 × 3 (5—18 × 2,75—4,5)
1-sept. 23 × 3,75 (14—34 × 3,25—5,5)
3-sept. 46 × 4,25 (32—59 × 3,5—5)

5-sept. 62×4,25 (55—67× 4,5—5,5)
6—9-sept. 94× 4,5 (67—120×4—5)
Chlamydosporen und Sklerotien fehlen.

Vorkommen in den abgestorbenen Brakteen von Bananen *(Musa sapientum)* sowie im Erdboden in Honduras, Mittelamerika.

Die Gruppe Elegans

Pilze mit zweierlei Konidienstufen, Mikro- und Makrokonidien, erstere oval-ellipsoidisch, gerade oder nierenförmig, 5—12× 2,2—3,5, an freien Konidienträgern einzeln, zu falschen Köpfchen locker verbunden, seltener in schleimigen Massen auftretend, in der Reife gewöhnlich als Pulver im Myzel eingestreut; letztere in tuberculariaartigen Sporodochien oder ausgebreiteten Schleimen auf gedrängt stehenden, reichverzweigten Trägern auf vorbrechendem oder flachem plektenchymatischem oder sklerotialem Stroma in gewölbter Schicht oder sandkornartig, leicht verfließend, trocken als harte, harzartige oder auch pulverige Kruste erscheinend. Bei einigen Arten sind die Makrokonidien länglich, spindelig-pfriemenförmig, beidendig verschmälert oder leicht eingeschnürt, bei anderen gedrungener, spindelig-sichelförmig mit eingeschnürtem häufig etwas hakig endendem Scheitel und fußzelliger oder mit Ansatzpapille ausgestatteter Basis, dorsiventral bis fast zylindrisch, zarthäutig, meist durch 3 oder bis 5 zarte Scheidewände quergeteilt, von verschiedener meist mittlerer Größe, 3-septiert 27—46 × 3—5; 5-septiert 35—60 × 3—5, in Masse blaß, isabellin, bräunlichweiß, inkarnat, rosig bis hell lachsfarbig-orangerot. Myzel weiß oder durch stromatische Farbentöne verändert. Stroma plektenchymatisch, ausgebreitet blaß oder rosig, orangefarbig, purpurrot (bei alkalischer Reaktion blau werdend), oder gewölbt, mehr oder minder vorbrechend und sklerotial mit glatter oder runzeliger Oberfläche, bisweilen mit verlängerten Auswüchsen oder stielartig (stilboid) vorragend, hell oder spangrün bis schwarzblau mit Mischfarben infolge Reaktionsänderung. Chlamydosporen reichlich vorhanden, terminal und interkalar, im Myzel und in Konidien oder an kleinen Auswüchsen derselben entstehend. Sklerotien kugelig runzelig, blau, braun oder hell, vorhanden oder fehlend. Schlauchform unbekannt. Die Gruppe enthält eine Reihe mehr oder minder an ihre besondere Wirtspflanze angepaßter Erreger gefäßparasitärer Welkekrankheiten, aber auch Fäulniserreger an Zwiebelgewächsen, Knollen und Wurzeln sowie Früchten (Abb. 24, 25, 26, 27 und 28).

Untergruppen der Elegans-Fusarien

a) *Orthocera*: Ohne Sporodochien oder höchstens mit Spuren solcher Sporenlager. Konidienschleime von geringer Ausdehnung kommen gelegentlich vor. Makrokonidien fast gerade, spindelförmig, an den Enden leicht eingeschnürt, Basis mit Ansatzpapille versehen oder etwas fußartig, mehr oder

minder 3—5-septiert, schlank, zart: Die Triseptaten gewöhnlich 8—10 (bis 12), die Quinqueseptaten 11—13 (bis 17) mal so lang als dick: 3-sept. 27—46 × 3—4; 5-sept. 33—50 (bis 60) × 3,5—4. Chlamydosporen kugelig bis birnförmig, glatt oder runzelig, 5—13, zweizellige 12—15 × 6—13 μ groß. Sklerotien und sklerotiale Stromata heller oder spangrüner bis schwarzblauer Färbung können vorkommen oder fehlen. Arten: *Fusarium orthoceras, F. bostrycoides, F. conglutinans, F. angustum* und *F. lini.*

b) *Constrictum*: Sporodochien und Pionnotes vorhanden. Makrokonidien länglich, schmal, 3—3,7 μ dick, an den Enden etwas stärker gebogen als in der Mitte, mit eingeschnürtem Scheitel und fußzelliger Basis, 3- oder 3—5-septiert. Die Triseptaten 10—13, die Quinqueseptaten 13—15 mal so lang als dick. Chlamydosporen und Sklerotien oder sklerotiale Stromata wie bei voriger Untergruppe. Art: *Fusarium bulbigenum* mit Varietäten.

c) *Oxysporum;* Sporodochien und Pionnotes vorhanden. Makrokonidien verhältnismäßig gedrungen, 3,7—4,7 dick, spindelig-sichelförmig, gekrümmt, beidendig allmählich oder plötzlich verschmälert, mit schnabelförmigem, gestrecktem oder eingeschnürtem Scheitel und mehr oder minder fußzelliger Basis, 3- oder 3—5-septiert. Die Triseptaten 7, die Quinqueseptaten 9—10 mal so lang als dick: 3-sept. 32—39 × 3,7—5; 5-sept. 40—47 × 3,8—5. Chlamydosporen einzellig 5—12—15, zweizellig 10—14 × 4—8. Sklerotien und sklerotiale *Stromata* blaß oder spangrün bis schwarzblau. Arten: *Fusarium oxysporum* mit Varietäten und Formen, *F. vasinfectum* mit Varietäten und Formen, und *F. redolens* mit einer Form.

Von den drei Untergruppen ist die erstere, *Orthocera,* nicht so leicht wie die beiden anderen zu bestimmen, weil dieMikrokonidien überwiegen und manche Vertreter in der Entwicklung von Makrokonidien zögern. Am besten fruchtet noch *F. lini,* das in manchen Isolierungen sogar vereinzelt Sporodochien hervorbringt und dadurch Übergänge zu den anderen Gruppen zeigt. *Oxysporum*-Fusarien schlagen wiederum manchmal zurück nach *Orthocera*-ähnlichen nicht sporodochialen Formen. Frische Isolierungen geben daher die sichersten Aufschlüsse, ältere nur dann, wenn sie normal fruchten. Die bisweilen aufgeworfene Frage, ob *Orthocera*-Fusarien nur subnormale Stufen von *Oxysporum-* oder *Constrictum*-Fusarien darstellen, läßt sich dahin beantworten, daß ein Formenkreis des *F. orthoceras* besteht, der in langjährigen Beobachtungen nach der Natur und nach Reinkulturen einen Aufstieg zu Sporodochien nur in einem einzelnen Fall und auch nur vorübergehend gezeigt hat, nämlich bei der früheren Varietät *F. orthoceras v. triseptatum,* die mit der Grundart zusammenfällt, weil sie auf ein unsicheres Merkmal begründet ist. An *F. orthoceras* ließe sich *F. conglutinans* anschließen; das ist nicht geschehen, weil die Pilze etwas verschieden wachsen. Mit der Auffindung der Schlauchformen würde man größere Sicherheit in der Beurteilung der Beziehungen dieser Pilze zueinander erhalten. Die beiden anderen Untergruppen sind systematisch weniger schwierig, da sie reichlich in Sporodochien fruchten und die *Constrictum*-Fusarien an der schlanken, die *Oxysporum*-Fusarien an der mehr gedrungenen Sporenform zu erkennen sind. Bei Sporodochien ist dieses Merkmal ziemlich zuverlässig, bei unmittelbar auf feuchtem Substrate lagernden schleimigen Konidienmassen (Pionnotes) zeigen jedoch einige *Oxysporum*-Fusarien häufig eine Längsstreckung mit Ausmaßen wie bei der Vergleichs-Untergruppe. Umgekehrt können die Konidien der *Constrictum*-Fusarien auf sehr feuchtem Substrate Quellungen zeigen, durch die sie sich in der Dicke den *Oxysporum*-Konidien nähern. Die in der Beschreibung gegebenen Größen der Sporen sind Mittel aus normalen Sporenlagern, auf die bei der Bestimmung Wert gelegt werden muß. Trockenstufen sind natürlich einbegriffen.

Trotzdem bei *Elegans*-Fusarien eine Spezialisierung nachgewiesen ist, sind sie nicht ausschließlich an ihre Wirtspflanze gebunden, son-

dern führen auch ein saprophytisches Leben, wie schon das normale Wachstum auf künstlichen Nährböden beweist. Es liegt also an und für sich kein Widerspruch darin, wenn sich die Angaben über Vorkommen der Pilze in den Beschreibungen nicht auf die Hauptwirtspflanze beschränken. Weitere Untersuchungen sind erforderlich, um die Verbreitung der einzelnen Pilze im Boden und an Pflanzen aufzuklären. Wahrscheinlich wird sich bei weiterer Erforschung die Tatsache herausstellen, daß die Spezialisierung bei manchen Vertretern überwertet, bei anderen unterschätzt ist.

Bei *F. oxysporum* weicht die hier vertretene Auffassung von der früheren insofern ab, als die „forma 1" nunmehr als Ursache der gefäßparasitären Welkekrankheit bei Kartoffel angesehen wird, da diese Vertreter mehr oder minder blaufarbige sklerotiale Stromata zeigen, also die Abwesenheit der Blaufärbung nicht zur Trennung ausreicht. Die Grundart dagegen erzeugt Fäulnis bei Knollen, Wurzeln, Zwiebeln, Kakteen, Obst usw. und muß als nicht spezialisierter Pilz angesehen werden. Sollten sich besondere Anpassungsverhältnisse bei weiteren Untersuchungen herausstellen, so ist darauf durch Ausbau des Formenkreises oder in anderer Weise Rücksicht zu nehmen.

Schlüssel zur Bestimmung der *Elegans*-Fusarien

Pilze typisch ohne Sporodochien: Untergruppe Orthocera
  Pionnotes typisch fehlend. Konidien einzellig oder spärlich septiert
    Konidienträger mit schraubelartiger Verzweigung — *F. bostrycoides*
    Konidienträger einfach bis wirtelig verzweigt
      Stroma blaß, bräunlichweiß bis inkarnat
        Plektenchyme bisweilen vorbrechend. Makrokonidien selten
          Konidien, wenn 3-sept., 34 × 3,5; 5-sept. 43 × 3,6; 7-sept. 59 × 3,7 — *F. conglutinans v. callistephi*
        Plektenchyme nicht vorbrechend. Makrokonidien selten, ± 3-sept. 30 × 3,4
          Pathogen auf *Brassica oleracea* (Kopfkohlwelkeerreger) — *F. conglutinans*
          Pathogen auf *Beta vulgaris* (Rübensämlingssterben) — *F. conglutinans v. betae*
          Pathogen auf *Apium graveolens* (Sellerie-krankheit) — *F. orthoceras v. apii f. 1*
          Pathogen auf *Pisum sativum* (Erbsenwelkeerreger).
            Einzelne farbschwache Pilzstämme kommen vor bei — *F. orthoceras v. pisi*
      Stroma verschiedenfarbig: rot, violett, rotbraun, rostrot
        Stroma kastanienbraun, rostrot, rosig: Erbsenwelkepilz — *F. orthoceras v. pisi*

Stroma karmin-purpurrot (alkalisch blau werdend)
Konidien, wenn 3-septiert, 33 × 3,5; 5-sept. 43 × 3,9 — *F. orthoceras*
Stroma verschieden rot-violett (alkal. blau)
Pathogen auf *Apium graveolens* (Sellerie-krankheit) — *F. orthoceras v. apii*
Pionnotes spärlich oder fehlend
Stroma blaß, bräunlichweiß, dann gelb, nicht rot
Konidien, wenn 3-septiert, 28 × 3,5 — *F. conglutinans v. citrinum*
Stroma rosig bis purpurrot (alkalisch blau werdend)
Konidien, wenn 3-sept., 39 × 4; 5-sept. 49 × 4,4 — *F. orthoceras v. longius*

Konidien am Scheitel allmählich zugespitzt, ziemlich lang: 3-sept. 46 × 3,5; 5-sept. 60 × 4,2 — *F. angustum*

Pilze typisch mit Sporodochien
Makrokonidien verhältnismäßig schlank, schmal, 3—3,7 dick: Untergruppe Constrictum
Konidien mehr oder minder 3-septiert
Konidien sehr schmal: 3-septiert 33 × 3,2 — *F. bulbigenum v. tracheiphilum*

Konidien etwas dicker: 3-septiert 35 × 3,5 — *F. bulbigenum v. blasticola*

Konidien mehr oder minder 3—5-septiert
Stroma mehr oder minder sklerotial, aber blaß, nicht blau
Konidien 3-sept. 37 × 3,4; 5-sept. 49 × 3,5 — *F. bulbigenum v. lycopersici*

Stroma, wenn sklerotial vorbrechend, blau bis blaß
Sklerotiale Plektenchyme klein, zahlreich 0,1—3 mm
Konidien 3-sept. 36 × 3,3; 5-sept. 48 × 3,3 — *F. bulbigenum v. batatas*

Sklerotiale Plektenchyme zerstreut, ziemlich groß, 3—6 mm dick, die Blaufärbung bei den Pilzstämmen wechselnd, in Kulturen oft nachlassend
Konidien 3-sept. 38 × 3,4; 5-sept. 50 × 3,5 — *F. bulbigenum*
Konidien 3-sept. 34 × 3,6; 5-sept. 47 × 3,6 — *F. bulbigenum v. niveum*

Makrokonidien verhältnismäßig gedrungener, 3 7—5 dick: Untergruppe *Oxysporum*
Sklerotien fehlen. Sklerotiale Plektenchyme nicht vorbrechend
Konidien im oberen Drittel weder dicker als in der Mitte, noch am Scheitel hakig gekrümmt, Stroma rotviolett. Aromatischer Duft nicht entwickelt. Kon. 3-sept. 38 × 4,3; 5-sept. 47 × 4,3 — *F. oxysporum v. aurantiacum f. 1*

Konidien im oberen Drittel oft dicker als in der Mitte, am Scheitel häufig hakig gekrümmt. Stroma lilafarben
Konidien in Masse blaß, sahnefarben bis inkarnat 3-septiert 36 × 4,7; 5-septiert 44 × 4,7

Aromatischer Duft wird auf Reisbreinährboden erzeugt — *F. redolens*
Aromatischer Duft fehlt auf allen Substraten — *F. redolens f.* 1

Sklerotien fehlen, aber mehr oder minder sklerotialvorbrechende Plektenchyme kommen vor
Stroma ausgebreitet, purpurrot (alkal. blau werdend)
Konidien 3-sept. 37 × 3,9; 5-sept. 42 × 4,1. Aromatischer Duft (nach Flieder) sehr ausgeprägt entwickelt — *F. vasinfectum v. zonatum*

Konidien 3-sept. 38,5 × 3,7; 5-sept. 42,1 × 4,1. Kaum aromatisch duftend — *F. vasinfectum v. zonatum f.* 2

Stroma ausgebreitet, lachs-orangefarben, kaum duftend
Konidien 3-sept. 37,1 × 3,8; 5-sept. 43 × 4 — *F. vasinfectum v. zonatum f.* 1

Sklerotien vorhanden. Sklerotiale Plektenchyme und Sklerotien dunkelblau bis spangrün, bisweilen blasser und bei längerer Kultur verschwindend
Sklerotiale Körper ziemlich klein, 0,1—2 mm oder kleiner
Konidien 3-sept. 33 × 3,7; 5-sept. 40 × 3,8. Mit Fliederduft — *F. vasinfectum*
Konidien von derselben Größe. Pilz nicht duftend — *F. vasinfectum f.* 1
Konidien ähnlich. Pilz aber nicht als Baumwollwelkeerreger bekannt — *F. vasinfectum f.* 2
Konidien 3-sept. 34 × 3,8; 5-sept. 42 × 4. Pilz duftend — *F. vasinfectum v. lutulatum*

Sklerotiale Körper ziemlich groß, 0,5—2 oder 3—6—12 mm
Stroma ausgedehnt, meist weiß bis inkarnat, Konidien 3-sept. 35 × 4; 5-sept. 42 × 4,2. Pilz nicht duftend. Pathogen auf Sommeraster (*Callistephus*) — *F. oxysporum f.* 6
Stroma ausgedehnt, rosig, violett bis rot (alkalisch blau)
Konidien 3-sept. 34 × 4; 5-sept. 42 × 4,2. Schwach duftend
Pathogen auf Zwiebel (*Allium*), aber nicht Kartoffel — *F. oxysporum f.* 7
Konidien 3-sept. 35,1 × 4; 5-sept. 42,4 × 4,2. Mit und ohne Duft
Pathogen auf Erbse (*Pisum sativum*), St. Johanniswelke — *F. oxysporum f.* 8
Konidien 3-sept. 35 × 4; 5-sept. 41 × 4,2
Kartoffelwelkeerreger (*Solanum tuberosum*) meist aromatisch duftend — *F. oxysporum f.* 1
Obst-, Kakteen-, Wurzel- und Knollenfäuleerreger, nicht auf Kartoffel spezialisiert. Mit und ohne Duft — *F. oxysporum*

Pilz mit reichlicher Pionnotes: Erreger von Batatenwelke (*Ipomoea batatas*). Mit aromatischem Duft	*F. oxysporum f.* 2
Stroma ausgedehnt, rot-violett. Konidien 3-sept. 35 × 4; 5-septiert 45 × 4,2	
Sklerotien ziemlich zahlreich. Pilz nicht duftend	
Erreger von Tabakwelke (*Nicotiana tabacum*) Konidien 3-sept. 35 × 4,2; 5-sept. 44,3 × 4	*F. oxysporum v. nicotianae*
Sklerotien ziemlich vereinzelt, selten gesellig	
Erreger von Bananenwelke, Pilz ± Duft Konidien 3-sept. 35×4; 5-sept. 45×4,2	*F. oxysporum v. cubense*
Stroma ausgedehnt, dunkelpurpur-rotviolett Konidien 3-sept. 35 × 4,3; 5-sept. 45 × 4,3. Pilz nicht duftend	*F. oxysporum v. aurantiacum*
Erreger von Gladiolenwelke (*Gladiolus*). Konidien 3-sept. 33,4 × 4,3; 5-sept. 44 × 4,5; 7-sept. 42 × 4,8. Nicht duftend	*F. oxysporum v. gladioli*
Erreger von Luzernewelke (*Medicago sativa*). Konidien 3-sept. 40 × 4,4; 5-sept. 47 × 4,9. Nicht duftend	*F. oxysporum v. medicaginis*
Erreger der Treibnelkenwelke (*Dianthus caryophyllus*). Konidien 3-sept. 34 × 4; 5-sept. 44 × 4,3. Nicht duftend	*F. dianthi*

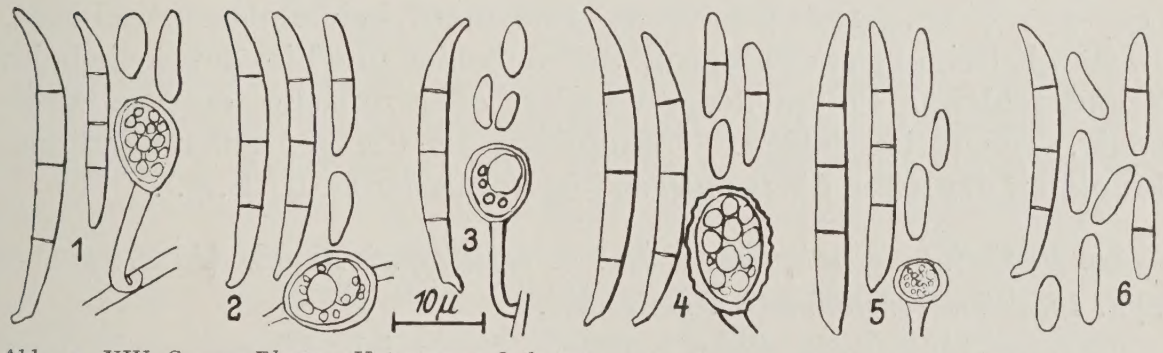

Abb. 24. XIV. Gruppe *Elegans:* Untergruppe *Orthocera*.
1. *Fusarium lini*. 2. *F. conglutinans*. 3. *F. conglutinans v. betae*. 4. *F. conglutinans v. callistephi*. 5. *F. orthoceras*. 6. *F. orthoceras v. pisi*

a) Untergruppe *Orthocera*

1. *Fusarium bostrycoides* Wr. et Rg.

Stroma plektenchymatisch, bräunlichweiß, dann spangrün oder violett, mit Luftmyzel von gelblichweißer, bisweilen rosiger Färbung bedeckt. Mikrokonidien zahlreich im Myzel verstreut oder in falschen Köpfchen verklebt, an einfachen bis wirtelig oder schraubelartig verzweigten Trägern entstehend, einzellig, oval 9× 3 meist 6—11× 2,5—3,24 (4—13× 2—4), sehr selten 1-septiert 19× 3 (15—22× 2,5

—3,75) und 3-septiert 27×3,25 (24—29×2,5—4) fast zylindrisch bis spindelig-sichelförmig, gerade oder schwach gebogen. Sporodochien und Pionnotes fehlen. Chlamydosporen zahlreich, terminal und interkalar, kugelig, einzeln oder kettig verbunden, runzelig, 6—8 μ dick.

Vorkommen im Humus in Honduras, Mittelamerika.

2. *Fusarium conglutinans* Wr. (Abb. 24)

Stroma und Myzel blaß, weiß, dann bräunlich- bis rosigweiß. Konidien an einfachen oder spärlich verzweigten Trägern entstehend, meist einzellig, seltener 1-septiert, ausnahmsweise 2—3-septiert: 3-sept. 30×3,4 meist 22—37×3—4 (20—46×2,5—4,5); eine einzelne 4-septierte Konidie 41× 3, eine 5-septierte 56× 3. Makrokonidien zylindrisch bis spindelig-sichelförmig, gerade oder schwach gekrümmt, an den Enden eingeschnürt, die Basis mit Ansatzpapille, bisweilen mit Neigung zur Fußform. Chlamydosporen zahlreich, terminal und interkalar, kugelig oder oval, einzellig 8—12× 7—10, zweizellig 14 bis 18× 6—10, meist glatt. Sklerotien fehlen.

Vorkommen als Erreger einer Welke beim Kopfkohl *(Brassica oleracea)* in den Gefäßgruppen im Stengel, in Blättern und Wurzeln welkekranker Pflanzen, in Nordamerika (U. S. A.).

3. *Fusarium conglutinans* Wr. *v. betae* Stewart (Abb. 24)

Stroma blaß wie bei der Grundart. Konidien meist einzellig 8,2×2,9 (6—12×2,5—4), seltener 1-septiert 18×3,2, vereinzelt 3—5-septiert: 3-sept. 35×3,5 (25—44× 2,5—4,5); 5-sept. 48× 3,7 (45—52×3—4), gerade bis schwach gekrümmt, beidendig eingeschnürt, Basis mit Neigung zur Fußform. Sporodochien und Pionnotes wie beim Typus fehlend. Chlamydosporen glatt oder runzelig, ein- bis zweizellig. Sklerotien fehlen. Vorkommen als Erreger einer Sämlingskrankheit der Rübe *(Beta vulgaris)* in Nordamerika (U.S.A.).

4. *Fusarium conglutinans* Wr. *v. callistephi* Beach (Abb. 24)

Syn. *Fusarium conglutinans v. majus* Wr.

Stroma blaß, weiß, dann gelblich-, bräunlich- bis rosigweiß, ausnahmsweise mit graulilafarbenen Spuren. Konidien zerstreut, meist einzellig, seltener 1-septiert, größere 3—5—7-septierte, zylindrisch-spindelige bis schwach sichelförmige Konidien (je nach Isolierung der Vertreter aus dem Formenkreise dieses Pilzes) mehr oder minder häufig eingestreut, ausnahmsweise das Substrat als zarte, dünne, flüchtige Pionnotes überziehend:

0-sept. 8,3× 2,7 meist 6—10× 2,2—3 (5—13× 2—3,5)
1-sept. 16×3,1 ,, 13—19× 2,5—3,5 (11—20× 2,2—4)
3-sept. 34×3,5 ,, 28—46× 3—4,4 (23—55× 3—4,5)
5-sept. 43× 3,6 ,, 40—54× 3,5—4 (32—60× 3—4,5)
7-sept. 59× 3,7 (51—72× 3—4,5)

Chlamydosporen zahlreich, terminal und interkalar, kugelig bis birnförmig, ein- bis zweizellig, auch in kurzen Ketten und kleinen Knäueln auftretend, glatt oder runzelig, Sporodochien und Sklerotien fehlen.

Vorkommen als Erreger einer Sommerasterwelke *(Callistephus chinensis)* mehr oder minder in allen Ländern mit Sommerasterkulturen, ausgenommen vielleicht die mit ziemlich kühlen Sommer-Temperaturen.

5. *Fusarium conglutinans v. citrinum* Wr.

Syn. *Fusarium citrinum* Wr.

Unterscheidet sich vom Typus und dessen Varietäten durch etwas kürzere, aber an Zahl reichlicher (bisweilen bis zu 66%) auftretende, meist im Myzel verstreute, selten als flüchtige, mit Myzel verklebte Pionnotes gelagerte 3-septierte Konidien und durch die stärker vergilbende Färbung des Stromas. Konidien einzellig 8,6 × 2,7 (6—13 × 2,5—3,5), 1-sept. 18 × 3,2 meist 17—19 × 3,5 (15—24 × 2,5—4), 3-sept. 28 × 3,5 meist 24—31 × 3,3—4 (22—38 × 2,5—4), vereinzelt 4-sept. 33 × 3,5.

Vorkommen in faulenden Tomatenfrüchten *(Lycopersicum esculentum)* in Europa und Nordamerika (U. S. A.).

6. *Fusarium orthoceras* App. et Wr. (Abb. 24)

Syn. *Fusarium albido-violaceum* Dasz.
F. orthoceras App. et Wr. *v. albido-violaceum* (Dasz.) Wr.
F. orthoceras App. et Wr. *v. triseptatum* Wr.
F. oxysporum Schl. *v. cucurbitacearum* Rabh.
? *Fusisporium solani* Mart. *v. album* Hart.
? *F, cuticola* (R. Blanch.) Guéguen; *Selenosporium cuticola* R. Blanch.

Stroma rasenartig, luftmyzelreich, unten plektenchymatisch, selten sklerotial vorbrechend, blaß, inkarnat, grünfleckig, purpurrotviolett (alkalisch blau werdend). Myzel flockig, weiß-rosig, leicht einsinkend und dann zäh-gallertig werdend, meist zahlreiche einzellige oder spärlich septierte Mikrokonidien, seltener Makrokonidien entwickelnd. An freien Konidienträgern einzeln nacheinander abgeschnürt, bald abfallend, oder zu falschen Köpfchen vereinigt und verklebt, ausnahmsweise als flüchtige dünne, von Myzel durchsetzte Pionnotes inkarnatrosiger Färbung oder spärlich sporodochial gelagert, dann mit reichlicherer Verzweigung der Träger. Konidien ovalzylindrisch, gerade oder gekrümmt, einzellig 8,6 × 2,7 meist 6—12 × 2,5—3,2 (4—17 × 2—4), 1-septiert 17 × 3,2 meist 13—27 × 2,5—3,8 (10—41 × 2,5—4,5), größere fast gerade bis spindelig-sichelförmig, schlank, zart, undeutlich septiert, mit Ansatzpapille an der Basis oder mit Neigung zur Fußform:

3-sept. 34 × 3,6 meist 23—46 × 3—4,3 (15—61 × 2,4—4,8),
5-sept. 43 × 3,9 „ 33—48 × 3,2—4,5 (25—69 × 3—4,8)

Chlamydosporen terminal und interkalar, kugelig bis birnförmig, glatt oder warzig, einzellig 11 × 9 (6—14 × 5—13), seltener zweizellig 13 × 9 (10—21 × 6—13).

Vorkommen an unterirdischen faulenden Pflanzenteilen und im Humus, seltener an toten Tieren *(Chamaeleon, Lacerta)* beobachtet, in allen Weltteilen mehr oder minder häufig. Die ökonomische Bedeutung dieses Pilzes ist noch nicht genügend geklärt.

7. *Fusarium orthoceras* App. et Wr. *v. apii* (Nels. et Cochr.) n. c.
Syn. *Fusarium apii* Nels. et Cochr.

Morphologisch mit der Grundart übereinstimmend, aber als Schädiger an Selleriepflanzen *(Apium graveolens)* in Nordamerika (U.S.A.) nachgewiesen.

8. *Fusarium orthoceras* App. et Wr. *v. apii* (Nels. et Cochr.) f. 1 n. c.
Syn. *Fusarium apii v. pallens* Nels. et Cochr.

Unterscheidet sich von der vorigen Varietät durch blasseres Stroma, das auf Reisbreinährboden weder rotviolett, noch alkalisch blau wird. Der Pilz schädigt ebenfalls Sellerie *(Apium graveolens)* in Nordamerika (U. S. A.).

9. *Fusarium orthoceras* App. et Wr. *v. pisi* Linford (Abb. 24)

Unterscheidet sich von der Grundart durch verhältnismäßig spärliche Entwicklung von Mikrokonidien und fast völliges Fehlen von Makrokonidien, sowie durch rotockrige bis kastanienbraune, in das hellere Luftmyzel eindringende, besonders auf Reisbreinährboden hervortretende) Verfärbung des Stromas. Bisweilen finden sich auch farblose Pilzrassen im Formenkreise dieses Welkerregers der Gartenerbse *(Pisum sativum)*, der übrigens von Erbse auch auf *Vicia faba* und *V. gigantea* überzugehen vermag. Verbreitung als Erbsenwelkerreger in Nordamerika (U. S. A.).

10. *Fusarium orthoceras* App. et Wr. *v. longius* (Sherb.) Wr.
Syn. *Fusarium oxysporum* Schl. *v. longius* Sherb.

Unterscheidet sich von der Grundart durch längere Makrokonidien und das Auftreten schleimiger Konidienmassen. Mikrokonidien ziemlich zahlreich, einzellig oder spärlich septiert, Makrokonidien 3-seltener 4-, ausnahmsweise 5-septiert:

0-sept. 10 × 2,6 meist 8,6—11 × 2,4—3 (5—15 × 2,2—3,5)
1-sept. 17,5 × 3,2 „ 17,5—19 × 2,9—3,5 (12—21 × 2,3—4)
3-sept. 39 × 4 „ 34—45 × 3,6—4,4 (19—54 × 3,2—4,8)
5-sept. 49 × 4,4 „ 46—51 × 4—4,6 (40—67 × 3,9—5,1)

Chlamydosporen typisch. Sklerotien und Sporodochien fehlen.

Vorkommen in den Gefäßbündeln kranker Knollen und Stengel von Kartoffeln *(Solanum tuberosum)*. Ferner nachgewiesen an: *Allium*,

Beta, Cucurbita, Pirus communis, Secale und *Triticum*. Gelegentlich mit *Hypomyces lactifluorum* soziert auf dem Hutpilze *Lactaria piperata* beobachtet. In Nordamerika (U. S. A.) und in Europa.

11. *Fusarium angustum* Sherb.

Konidien länglich, fast zylindrisch, im mittleren Teile fast gerade oder wenig gekrümmt, nach den Enden zu gleichmäßig verschmälert, bisweilen hin- und hergewunden, die Basis meist fußzellig, kleinere Konidien eingestreut, größere auf manchen Substraten in dünner Pionnotes auftretend:

0-sept. 11 × 2,6; 1-sept. 21 × 3; 3-sept. 45,64 × 3,52; 5-sept. 60 × 4,2; 6—8-sept. 78 × 4 (70—102 × 4—4,7).

Chlamydosporen 6—13 dick, zweizellige 13—18 × 6—10 messend.

Vorkommen im verfärbten Gefäßringe kranker Kartoffelknollen *(Solanum tuberosum)* sowie an faulenden Pflanzenteilen von *Allium, Citrus, Gossypium, Musa, Phaseolus, Pirus, Polygala*; außerdem als Humusbewohner sowie in Kuhmist festgestellt. In Nordamerika, Europa und Afrika.

12. *Fusarium lini* Bolley (Abb. 24)

In der Natur bisweilen in Sporodochien auftretend mit 3-septierten, 30 × 3,2 meist 28—32 × 2,9—3,6 (21—41 × 2,5—4) messenden, in Masse sahnefarbigen bis inkarnat-rosigen Konidien. In Kultur auf künstlichen Substraten wiegen Mikrokonidien vor. Vereinzelt sind jedoch Isolierungen mit sporodochialer Entwicklung und 3(3—5)-septierten Makrokonidien beobachtet: 3-sept. 35 × 4 (21—41 × 2,5—4,5), 5-sept. 39 × 4 (33—50 × 3,5—4,5). Mikrokonidien einzellig 8,2 × 2,3 (6—12 × 2—3), 1-septiert 17 × 2,7 (9—23 × 2—3). In der Gestalt bilden die Makrokonidien einen Übergang von *F. orthoceras* zu *F. oxysporum*. Das Stroma ist verschiedenfarbig, hell, bräunlichweiß, inkarnat, grünlich, rosa bis rot (alkalisch violett oder blau), Sklerotial vorbrechende Stromata spangrüner bis dunkelblauer Färbung sind bisweilen vorhanden. Chlamydosporen kugelig bis birnförmig, glatt oder runzelig, 8(5—13) μ dick, meist einzellig, terminal und interkalar, sehr zahlreich.

Vorkommen in Europa, Asien und Amerika als Welkeerreger des Flachses *(Linum usitatissimum)*. Angeblich durch Infektion auch Zwiebel *(Allium)* und Klee *(Trifolium)* schadend.

b) Untergruppe *Constrictum*

13. *Fusarium bulbigenum* Cke. et Mass. (Abb. 25)

Syn. *Fusarium cromyophthoron* Sid.; *F. loncheceras* Sid.; *F. loncheceras v. microsporon* Sid.; *F. rhizochromatistes* Sid.; *F. rhizochromatistes v. microsclerotium* Sid.; *F. laxum* Peck

? *F. equisetorum* (Lib.) Desm.; *Hymenula equiseti* Lib.

Stroma bald ausgebreitet, plektenchymatisch, blaß oder rosig bis rot-violett, von hellem, rosigweißem oder lilafarbenem Luftmyzel überdeckt, bald runzelig, sklerotial vorbrechend und harte, knorpelige, 0,5—5 mm große Körper von heller bräunlichweißer oder spangrüner bis dunkelblauer Färbung entwickelnd. Konidien in Sporodochien auf flachem oder gewölbtem Stroma sowie auch unmittelbar dem Substrat auflagernd, mit leicht verfließender ocker- bis lachsfarbener schleimiger Konidienschicht und später auch zahlreichen eingelagerten oder am Luftmyzel entwickelten terminalen und interkalaren einzelligen, zweizelligen oder in Ketten angeordneten Chlamydosporen (5—12 μ dick). Kleinere Konidien einzellig oder spärlich septiert, größere in Sporodochien und Pionnotes, 3—5-septiert, länglich, pfriemenförmig, gerade oder schwach sichelförmig gekrümmt, beidendig verschmälert, am Scheitel etwas eingeschnürt und hakig gekrümmt oder auch gleichmäßig zugespitzt, die Basis mehr oder minder fußzellig (Abb. 25):

0-sept. 8 × 2,5 meist 7— 9 × 2—3 (5—12 × 2—3,5)
1-sept. 18 × 2,8 „ 13—20 × 2,3—3,2 (11—33 × 2—3,7)
3-sept. 38 × 3,4 „ 34—44 × 2,7—3,9 (20—54 × 2,3—4)
5-sept. 50 × 3,5 „ 45—56 × 3,2—3,9 (34—66 × 3—4,5)

Vorkommen an faulenden Zwiebeln, Knollen, Rhizomen, Wurzeln, Stengeln, Früchten usw. besonders der Liliifloren, z. B. an *Allium*, *Asparagus*, *Crocus*, *Freesia*, *Gladiolus*, *Hyacinthus* und *Narcissus*, an letzteren als verbreiteter Schädiger und Fäulniserreger nachgewiesen. Außerdem beobachtet auf *Beta*, *Cucumis*, *Equisetum*, *Fragaria (F. vesca)*, *Lupinus*, *Lycopersicum*, *Musa*, *Nicotiana*, *Phaseolus*, *Pirus*, *Populus*, *Vigna*, *Solanum tuberosum*, *Triticum* und *Zinnia*. Vereinzelt auf Molkereierzeugnissen (Butter), wahrscheinlich mit Staub eingeschleppt, nachgewiesen, auch im Humus vorhanden. In Europa, seltener in Amerika.

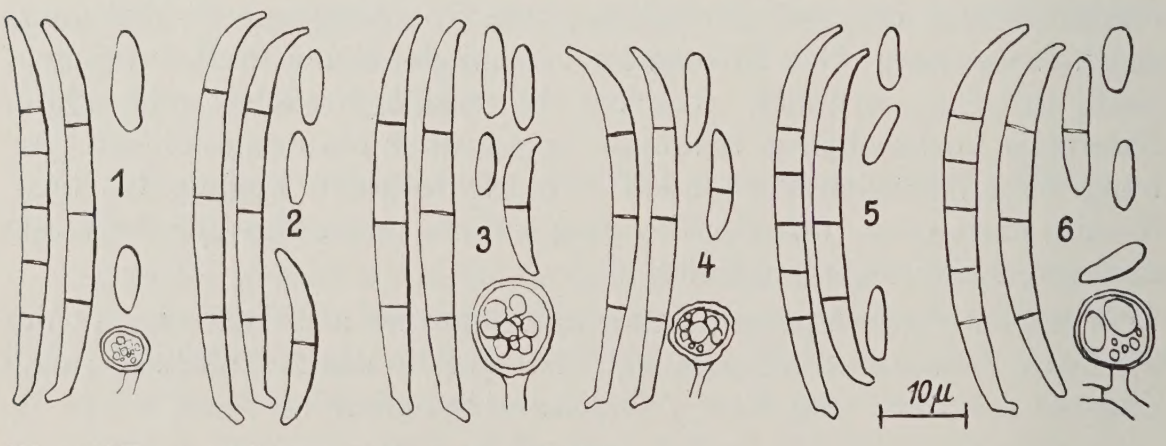

Abb. 25. XIV. Gruppe *Elegans:* Untergruppe *Constrictum*:
1. *Fusarium bulbigenum*. 2. *F. bulbigenum v. lycopersici*. 3. *F. bulbigenum v. blasticola*. 4. *F. bulbigenum v. tracheiphilum*. 5. *F. bulbigenum v. batatas*. 6. *F. bulbigenum v. niveum*

14. *Fusarium bulbigenum* Cke. et Mass. *v. lycopersici* (Brushi) n. c. (Abb. 25)

Syn. *Fusarium lycopersici* Brushi
F. oxysporum Schl. *f. lycopersici* Roum.

F. oxysporum Schl. *v. lycopersici* Lindau
F. oxysporum Schl. *subsp. lycopersici* Sacc.
F. bulbigenum Cke. et Mass. f. l. Wr.

Unterscheidet sich von der Grundart durch fehlende Pigmentierung des sklerotial vorbrechenden Stromas, das niemals blaufarbig wird. Luftmyzel flockig, weiß bis rosigweiß. Plektenchymatisches Stroma rotviolett oder blaß, sklerotiales Stroma farblos, glatt, flach, später verschwindend. Sporodochien punktförmig, gewölbt, später mehr oder minder als Pionnotes von inkarnatrosiger bis hellorangerötlicher Färbung zusammenfließend. Kleine Konidien einzellig oder spärlich septiert, reichlich im Luftmyzel zerstreut, größere 3—5-septiert:

0-sept. $8 \times 2{,}5$, 1-sept. $18 \times 2{,}8$
3-sept. $37 \times 3{,}4$ meist $31—50 \times 2{,}8—3{,}8$ $(25—66 \times 2{,}3—4{,}3)$
5-sept. $49 \times 3{,}5$ „ $43—56 \times 3—4$ $(32—68 \times 2{,}8—4{,}5)$
vereinzelt 6—7-septiert: 7-sept. $56 \times 3{,}9$ $(50—70 \times 3—4{,}5)$

Chlamydosporen terminal und interkalar, typisch.

Vorkommen als Welkeerreger an der Tomate *(Lycopersicum esculentum)* hauptsächlich in Nordamerika. Angeblich bei künstlicher Infektion auf *Allium, Freesia, Medicago, Pirus malus* und *Trifolium* übertragbar und schädlich. Ferner sind vereinzelte Übergänge, wahrscheinlich von verseuchtem Boden aus, auf andere Pflanzen *(Dianthus, Carica papaya)* erfolgt.

15. *Fusarium bulbigenum* Cke. et Mass. *v. blasticola* (Rostr. ut sp.) Wr. (Abb. 25)

Syn. *Fusarium blasticola* Rostr.
Fusoma blasticola (Rostr.) Sacc. et Trav.
Fusarium sclerotioides v. brevius Sherb.
? *Fusoma punctiforme* Karsten

Unterscheidet sich vom Typus durch etwas dickere, aber weniger septierte, 3(0—3)-, sehr selten 4—6-septierte Konidien sowie durch die Seltenheit des Auftretens von Sporodochien und Pionnotes.

0-sept. $7{,}3 \times 2{,}5$ $(4—9 \times 2—4)$
1-sept. $18 \times 2{,}8$ meist $17—19 \times 2{,}7—3$ $(8—33 \times 2—4{,}3)$
3-sept. $35 \times 3{,}5$ „ $25—41 \times 3—4$ $(20—48 \times 2{,}7—4{,}5)$
5-sept. $48 \times 3{,}7$ „ $42—55 \times 3—4{,}5$ $(36—60 \times 3—4{,}8)$

Sklerotien spärlich vertreten, verhältnismäßig groß, oder fehlend. Chlamydosporen 8,8 (5—12) μ dick, typisch.

Vorkommen als Ursache des Sämlingssterbens oder der sogenannten Umfallkrankheit der *Coniferen (Abies, Picea, Pinus, Pseudotsuga)* sowie auch im Waldhumus, vereinzelt auch auf faulenden Kartoffeln in Europa, in Nordamerika.

16. *Fusarium bulbigenum* Cke. et Mass. *v. tracheiphilum* (E. F. Sm.) Wr. (Abb. 25)

Syn. *Fusarium tracheiphilum* E. F. Smith

Unterscheidet sich vom Typus durch fehlende oder nur spärlich entwickelte Pionnotes, etwas kleinere Konidien und die Abwesenheit oder Seltenheit 4—5-septierter Makrokonidien:

0-sept. 9 × 2,6 meist 8—9,4 × 2,4—2,9 (5—11 × 2,5—3)
1-sept. 17 × 2,8 „ 15—19 × 2,7—2,9 (15—25 × 2,5—3,5)
3-sept. 33 × 3,2 „ 31—41 × 3—4 (25—46 × 2,5—4,2)
5-sept. 47 × 3,2 „ 44—55 × 3—4 (40—62 × 2,5—4,2)

Chlamydosporen kugelig, glatt oder rauh, 5—10 μ dick. Sklerotien oder sklerotiale Stromata mehr oder minder dunkelblau, ziemlich klein 0,1—3 mm, manchmal ganz fehlend.

Vorkommen als Erreger einer Welkekrankheit bei *Vigna*-Bohnen *(Vigna sinensis)* in Nordamerika (U. S. A.). Morphologisch übereinstimmende Vertreter sind auf anderen Leguminosen wie *Cicer arietinum, Crotalaria striata, Glycine hispida, Lupinus* und *Phaseolus* in Verbindung mit Welkekrankheiten gefäßparasitärer Natur festgestellt, aber noch nicht auf Identität mit dem Welkepilze von *Vigna* im Infektionsversuche geprüft. Ferner stimmt ein von der Malvaceengattung *Hibiscus* (von *H. rosae-sinensis*) isolierter Pilz einer Herkunft aus Java mit dem Vigna-Pilze morphologisch überein.

17. *Fusarium bulbigenum* Cke. et Mass. *v. batatas* Wr. (Abb. 25)

Syn. *Fusarium batatatis* Wr.

Unterscheidet sich vom Typus durch etwas schmalere Makrokonidien und die sehr zahlreich auftretenden Mikrosklerotien dunkelblauer Färbung. Mikrokonidien einzellig oder spärlich septiert, im ganzen häufiger als Makrokonidien entwickelt, da letztere nicht immer in sporodochialer und pionnotaler Lagerung erscheinen. Luftmyzel, flockig, filzig, weiß oder mit bläulicher, von dem darunter ausgebreiteten, glatten oder runzeligen plektenchymatischen Stroma ausgehender Färbung. Die unter günstigen Entwicklungsverhältnissen entstehenden Sporodochien und Pionnotes haben meist 3—5-septierte pfriemenförmige, dünne, zarte, fast zylindrische, beidendig zugespitzte, gekrümmte, am Scheitel schnabelförmige, an der Basis fußzellige oder eine Ansatzpypille tragende Konidien:

0-sept. 5—12 × 2—3,5; 1-sept. 16 × 2,8 (12—20 × 2,5—3,3)
3-sept. 36 × 3,3 meist 31—43 × 2,6—4 (18—49 × 2,3—4,2)
5-sept. 48 × 3,3 „ 44—51 × 2,6—3,8 (40—55 × 2,5—4)

Chlamydosporen typisch, 7—10 μ dick. Sklerotien oder sklerotiale Körper dunkelblau, ziemlich klein, punktförmig, zahlreich, 0,1 bis 3 mm.

Vorkommen als Welkeerreger gefäßparasitärer Natur an der Batate *(Ipomoea batatas)* in Nordamerika (U. S. A.), bei künstlicher

Infektion angeblich auch auf *Allium, Freesia, Medicago* und *Trifolium* übergehend und schädlich.

18. *Fusarium bulbigenum* Cke. et Mass. *v. niveum* (E. F. Sm.) Wr. (Abb. 25)

Syn. *Fusarium niveum* E. F. Smith
F. citrulli Taub.; *F. Poolensis* Taub.; *F. vasinfectum* Ferr. (non Atk.)

Unterscheidet sich vom Typus durch etwas dickere Konidien und sattere purpurrote (alkalisch blau werdende) Färbung des ausgebreiteten Stromas. Myzel weiß, inkarnat, rosig, purpurfarben. Stroma bisweilen sklerotial vorbrechend, dunkelblau. Sklerotiale Körper verhältnismäßig groß, bis 3—6 mm dick, spärlich auftretend, bei längerer Kultur verschwindend oder farblos werdend. Mikrokonidien einzellig, ellipsoidisch, oder wenig septiert, gerade oder gekrümmt, zahlreich im Luftmyzel eingestreut. Makrokonidien in Sporodochien und Pionnotes hell orangeroter Färbung gelagert, 3—5-septiert, länglich, fast zylindrisch bis spindelig-sichelförmig, beidendig verschmälert, am Scheitel etwas eingeschnürt, hakig gekrümmt oder kegelförmig, die Basis abgestumpft, kegelförmig oder fußzellig:

0-sept. 8,6 × 2,8 meist 6,7—11 × 2,2—3,3 (5—12 × 2—4,5)
1-sept. 16 × 2,9 „ 12—18 × 2,7—3 (10—24 × 2,5—5)
3-sept. 34 × 3,6 „ 29—40 × 3,1—4 (24—50 × 3—4,7)
5-sept. 47 × 3,6 „ 43—56 × 3,4—4,3 (40—66 × 3—5)

Chlamydosporen typisch, terminal und interkalar, kugelig oder oval, glatt, kleinere in Konidien 5—10 μ dick, zweizellige 12,6 × 7 (12—15 × 7), größere im Myzel entwickelt 12 × 10,6 (7—21 × 6—17), zweizellige 21 × 12 (15—30 × 9—20).

Vorkommen als Welkeerreger gefäßparasitärer Natur an der Wassermelone *(Citrullus vulgaris)*, vielleicht auch Melonen *(Cucumis melo)* und Gurken *(C. sativus)* schadend, und angeblich im Infektionsversuch auf *Freesia* übergehend. Die Pilzstämme aus dem Formenkreise dieses Welkepilzes verhalten sich in der Kultur etwas verschieden und zeigen Änderungen in Färbung, Fruktifikation und Auftreten sklerotialer Stromata. Auch die bei typischen Vertretern dunkelrote Färbung auf Reisbreinährboden kann gelegentlich fehlen und die Pathogenität der Stämme schwanken. Die Konidiengröße ist dagegen ziemlich einheitlich bei frischen Isolierungen und normaler Fruktifikation.

c) Untergruppe *Oxysporum*

19. *Fusarium oxysporum* Schlechtendahl (Abb. 26)

Syn. *Fusarium candidulum* Sacc.; *F. elegans* App. et Wr. (nom. nud.)
F. mycophilum Sacc.; *Fusisporium mycophilum* Sacc.
F. myosotidis Cke.; *F. opuntiarum* Speg.; *F. trifolii* Jacz.

Stroma bräunlichweiß bis violett, plektenchymatisch, glatt, ausgebreitet oder durch vorbrechende sklerotiale, knorpelig-harte Körper spangrüner bis schwarzblauer Färbung und 0,5—3 oder 3—6 mm

Dicke mehr oder minder runzelig, bei feuchter Entwicklung meist von langfaserigem, mittelhohem Luftmyzel bezogen, später Sporodochien, seltener Pionnotes bildend mit 3(4—5)-septierten spindelig-sichelförmigen, gekrümmten oder fast geraden, deutlich oder schwach fußzelligen Konidien. Kleinere, ein- oder zweizellige ovale bis nierenförmige Konidien sind zahlreich im Luftmyzel eingestreut, fehlen dagegen in typischen Fruchtlagern der Makrokonidien.

0-sept. 7,2 × 2,6 meist 7—10 × 2,1—3 (5—15 × 2—4)
1-sept. 14 × 3,1 „ 12—17 × 2,5—3,4 (10—26 × 2—4,5)
3-sept. 34 × 4 „ 23—37 × 3—4,6 (19—45 × 2,5—5)
5-sept. 41 × 4,2 „ 38—49 × 3,8—4,5 (30—60 × 3,5—5)

Chlamydosporen terminal und interkalar, kugelig, glatt oder runzelig, einzellig, selten zweizellig, in Hyphen und Konidien 7,8 (5—15), im Myzel bisweilen dicker 12(10—15). Es gibt Pilzstämme, die auf Reisbreinährböden einen an Syringen erinnernden aromatischen Duft ausströmen, und andere, die nicht oder schwach duften. Ebenso ist das Merkmal des Vorkommens dunkelblauer sklerotialer Plectenchyme nicht beständig bei ein und demselben Pilzstamme. Faßt man die morphologisch in der Größe, Gestalt und Septierung übereinstimmenden, aber in den ebengenannten physiologischen Merkmalen (Duft, Blaufärbung stromatischer Elemente) in gewissen Grenzen schwankenden Vertreter in dem Formenkreise einer Art zusammen, so haben wir einen *Ubiquisten* vor uns, der nicht auf Kartoffel spezialisiert ist, sondern einen ausgedehnten Wirtspflanzenbereich hat, und auch im Humus verbreitet ist, in Molkereierzeugnissen vorkommt und auf anderen Pilzen z. B. Champignon *(Psalliota campestris)* lebt. Er ist Fäulniserreger auf Hackfrüchten z. B. Kartoffel *(Solanum tuberosum)*, Zwiebeln *(Allium)*, Kakteen-Sämlingen, Obst einschließlich Südfrüchten u. a. m. Einige Isolierungen sind bereits durchgeprüft und haben sich nicht wählerisch in ihrem Angriff auf Früchte verschiedener Gattungen gezeigt. Weitere Untersuchungen sind erforderlich, um die Frage zu klären, wie weit es sich hier um ein und denselben Erreger oder um einander nahestehende Formen einer Art handelt.

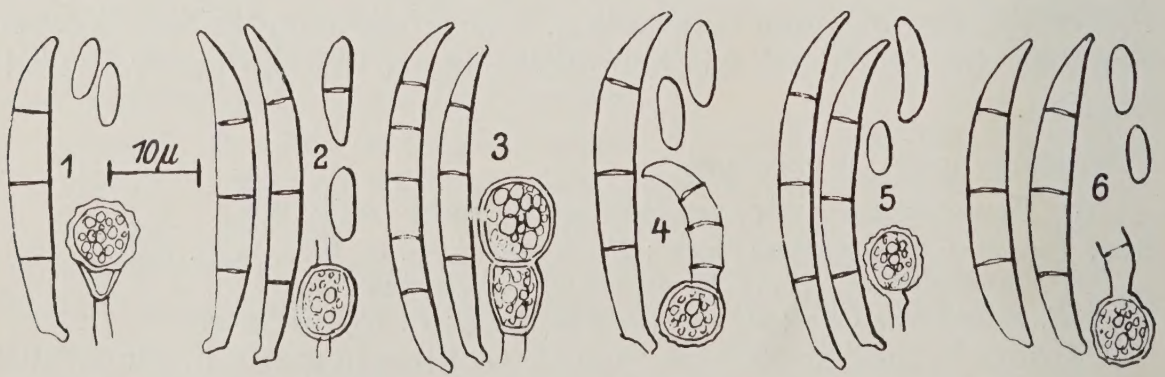

Abb. 26. XIV. Gruppe *Elegans:* Untergruppe *Oxysporum*:
1. *Fusarium oxysporum*. 2. *F. oxysporum* f. 1. 3. *F. oxysporum* f. 2. 4. *F. oxysporum v. cubense* 5. *F. oxysporum v. nicotianae*. 6. *F. oxysporum* f. 6

20. *Fusarium oxysporum* Schl. f. 1 Wr. (Abb. 26)

Syn. *Fusarium euoxysporum* Wr. *F. oxysporum* aut.
? *F. redolens* Wr. *v. angustius* Lindfors

Konidien 0-sept. 7,2×2,6 meist 7—10× 2,1—3 (5—15× 2—4)
1-sept. 14×3,1 „ 12—17×2,5—3,4 (10—26×2—4,5)
3-sept. 34× 4 „ 23—40× 3—4,6 (19—46× 2,5—5)
5-sept. 41×4,2 „ 38—49× 3,8—5 (30—60× 3—6)

Makrokonidien in Sporodochien und Pionnotes meist 3-, seltener 4—5-septiert. Mikrokonidien reichlich im Luftmyzel eingestreut. Stroma ausgebreitet, glatt oder sklerotial, vorbrechend, blaß oder spangrün bis dunkelblau (fast schwarz). Isolierungen meist auf Reisbreinährboden aromatisch duftend. Chlamydosporen typisch.

Vorkommen als Erreger von Kartoffelwelke *(Solanum tuberosum)* in Nordamerika, Asien, Afrika und, verhältnismäßig selten, auch in Europa. Angeblich sind Übertragungen des Pilzes auf Zwiebel *(Allium)* und Tabak *(Nicotiana tabacum)* gelungen.

21. *Fusarium oxysporum* Schl. f. 2 Wr. (Abb 26)

Syn. *Fusarium hyperoxysporum* Wr.

Unterscheidet sich von der Grundart durch reichlicher entwickelte Pionnotes und etwas kleinere aber zahlreicher auftretende Sklerotien oder sklerotiale Plektenchyme. Makrokonidien 3-, seltener 4-, ausnahmsweise 5-septiert:

3-sept. 34× 4 meist 29—36× 3,6—4,5 (19—45× 3—4,5)
5-sept. 41× 4,2 „ 32—42× 3,5—4,8 (29—47× 3,5—5)

Mikrokonidien reichlich im Luftmyzel eingestreut.

Vorkommen als Erreger einer Welke gefäßparasitärer Natur bei der Batate *(Ipomoea batatas)*, bei künstlichen Infektionsversuchen auch auf Kartoffelknollen eine Fäulnis erzeugend, angeblich auch auf Kiefer *(Pinus)* übergehend. In Nordamerika (U. S. A.).

22. *Fusarium oxysporum* Schl. *v. cubense* (E. F. Sm.) n. c. (Abb. 26)

Syn. *Fusarium cubense* E. F. Sm.
Fusarium cubense E. F. Sm. *v. inodoratum* Brandes
Fusarium oxysporum Schl. f. 3 Wr.; *Fusarium oxysporum* Schl. f. 4. Wr.

Unterscheidet sich von der Grundart durch etwas längere Konidien (besonders in Pionnotes) und eine ausgeprägte Spezialisierung als Welkeerreger auf *Musa*-Arten. Konidien in Sporodochien und Pionnotes 3-, seltener 4-, ausnahmsweise 5-septiert: 3-sept. 35×4 meist 30—43×3,5—4,3 (17—51×3—4,5), 5-sept. 45×4,2 meist 39—48×3,5—4,5 (36—57×3,5—4,7). Mikrokonidien zahlreich im Luftmyzel eingestreut, typisch. Chlamydosporen terminal und interkalar, kugelig oder oval, einzellig oder zweizellig, in Konidien entwickelte 7×6 (4,5—10×4—8), 1-sept. 12×5 (9—18×4,5—7,25), im Myzel entwickelte 7,5 (5,5—9). Sklerotien oder sklerotiale Körper schwarzblau, im ganzen in geringer Anzahl, bald 0,5—1 mm, bald bis 4 mm dick.

Vorkommen als Erreger einer gefäßparasitären Welkekrankheit der Banane *(Musa sapientum)* und des Manilahanfes *(Musa textilis)* im tropischen Amerika, Asien und Australien. Verschleppt auch in Erde und Kuhmist.

23. *Fusarium oxysporum* Schl. *v. nicotianae* Johns. (Abb. 26)

Syn. *Fusarium nicotianae* Oud.; *F. tabacivorum* Del.
F. oxysporum Schl. *f.* 5 Wr.

Unterscheidet sich von den Formen 1 und 2 durch etwas größere Konidien, von *F. oxysporum v. cubense* durch verhältnismäßig häufiger auftretende Sklerotien und besonders durch den Parasitismus auf Tabakpflanzen. Mikrokonidien zahlreich, einzellig oder spärlich septiert, Makrokonidien in Sporodochien und bisweilen in Pionnotes, 3-, seltener 4—5-septiert: 3-sept. 35 × 4,2; 5-sept. 44,3 × 4. Chlamydosporen 8,2 (6—10,2). Sklerotien schwarzblau, ziemlich zahlreich. Pilz nicht duftend.

Vorkommen als Erreger einer gefäßparasitären Welkekrankheit der Tabakpflanze *(Nicotiana tabacum)*, einschließlich *N. glauca* und *N. rustica*, in Nordamerika (U. S. A.) und wahrscheinlich Asien, Afrika und Europa. Sein Vorkommen auf anderen Wirtspflanzen ist noch nicht durch Infektionsversuche nachgewiesen.

24. *Fusarium oxysporum* Schl. f. 6 Wr. (Abb. 26)

Der Pilz ist, durch blasse, weißrosige (niemals violett-purpurrote) Färbung des Stromas ausgezeichnet, duftet nicht aromatisch und hat Konidien in Sporodochien und Pionnotes, in Masse bräunlichweiß, isabellin, inkarnat bis blaß-orangerot, 3-septiert, seltener 4—5-septiert:

3-sept. 35×4 meist 30—39×3,7—4,6 (23—45×2,8—6)
5-sept. 42×4,2 „ 37—47×4—5 (34—60×3,5—6)

Mikrokonidien zahlreich, typisch. Sklerotien blaß oder mit blauem Stich, bisweilen schwarzblau, ziemlich klein, 0,1—2 mm. Chlamydosporen typisch.

Vorkommen als Erreger einer gefäßparasitären Welkekrankheit der Sommeraster *(Callistephus chinensis)* in Mitteleuropa. Auch im Humus festgestellt.

25. *Fusarium oxysporum* Schl. f. 7 Wr. (Abb. 27)

Syn. *Fusarium cepae* Hanz.; *F. cepae* Hanz. em. Link et Bail.

Unterscheidet sich vom Typus durch den Parasitismus auf Zwiebel *(Allium)*. Der Zwiebelpilz geht nicht auf Kartoffel über, und der Kartoffelpilz nicht auf Zwiebel. Die 3-sept. Konidien sind 33—36×3,8—4 und die 5-sept. Konidien 44×3,9, vereinzelte 6-sept. Konidien 52×3,3 gemessen.

Vorkommen als Erreger von Zwiebelfäule *(Allium cepa)* in Nordamerika (U. S. A.) und Japan.

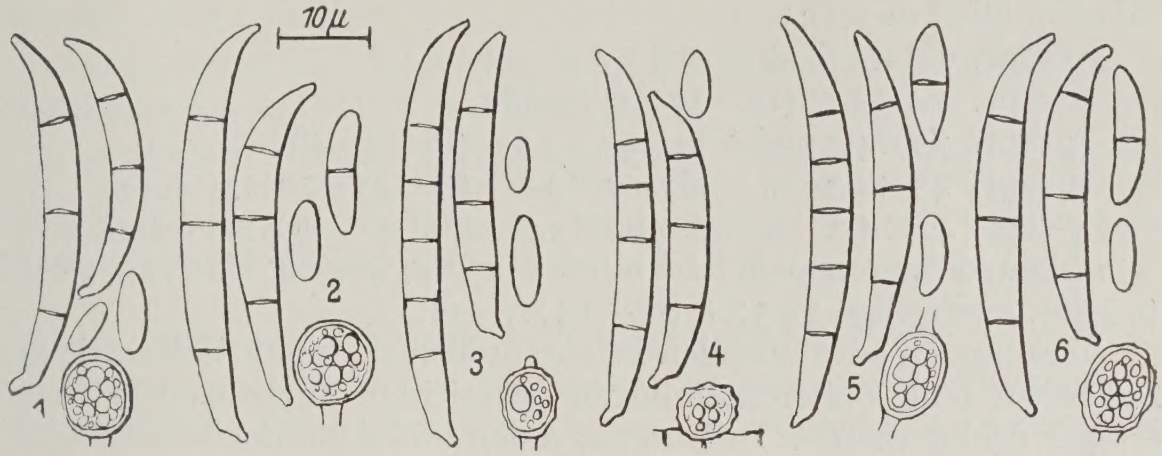

Abb. 27. XIV. Gruppe *Elegans:* Untergruppe *Oxysporum*:
1. *Fusarium oxysporum* f. 7. 2. *F. oxysporum* f. 8. 3. *F. oxysporum v. aurantiacum.* 4. *F. oxysporum v. aurantiacum* f. 1. 5. *F. dianthi.* 6. *F. oxysporum v. gladioli*

26. *Fusarium oxysporum* Schl. f. 8 Snyder (Abb. 27)

Syn. *Fusarium vasinfectum* Atk. *v. pisi* van Hall

Konidien in Sporodochien und Pionnotes 3-, seltener 4—5-, ausnahmsweise 6—7-septiert, kleinere 1—2-septierte Konidien und zahlreiche im Luftmyzel zerstreute Mikrokonidien sind ebenfalls vorhanden. Konidien 3-sept. 35,1×4 meist 32—38×3,8—4,3 (25—59×2,8—5), 5-sept. 42,4×4,2 meist 35—50×4—4,3 (35—71×3,4—5). Sklerotien oder sklerotiale Körper von 0,5—2—5 mm Dicke und blauer, spangrüner oder blasser Färbung kommen vor. Chlamydosporen 4—14 μ dick.

Vorkommen als Erreger einer Erbsenwelke (St. Johanniskrankheit, „St. Johns wilt") *(Pisum sativum)* in Europa und („near wilt") Nordamerika (U. S. A.) nachgewiesen. Ein für Lupine als Welkeerreger im Infektionsversuch von H. Richter festgestellter Pilz stimmt morphologisch mit dem Erbsenwelkepilze überein.

27. *Fusarium oxysporum* Schl. *v. aurantiacum* (Lk. ut sp.) Wr. (Abb. 27)

Syn. *Fusarium aurantiacum* (Lk.) Sacc.; *Fusisporium aurantiacum* Link
F. calcareum (Thüm.) Sacc.; *Fusisporium calcareum* Thüm.
Camptosporium aureum Spreng.
Fusarium elongatum Pratt; *Fusoma parasiticum* Tub.
F. Peckii Sacc. pr. p.; *F. Saccardoanum* Syd.; *F. sclerodermatis* Peck
Fusoma pini Hartig
Fusarium sclerotioides Sherb.; ? *F. violae* Wolf

Unterscheidet sich von der Grundart durch etwas größere 3—5-septierte Konidien, durch das Ansteigen der Anzahl 4—5-septierter Konidien, das Vorkommen ausgedehnterer sklerotialer Körper, die bald 1—3, bald 4—6—12 mm Größe erreichen, und durch die kräftigere purpurrot-violette, manchmal fast kastanienbraunrote Färbung des Stromas auf Reisbreinährboden. Der Pilz strömt keinen aromatischen

Duft aus. Auch von den einzelnen Vertretern des Formenkreises der Grundart unterscheidet sich dieser Pilz durch die genannten Merkmale. Die Konidien messen:

0-sept. 7,2 × 2,6 (5,5—9,5 × 2,2—2,7)
1-sept. 14 × 3,1 (12—17 × 2,5—3,8),
3-sept. 35 × 4,3 meist 30—42 × 3,5—4,8 (23—48 × 3—5,5)
5-sept. 45 × 4,3 „ 38—57 × 3,8—4,7 (33—70 × 3—5,5)
7-sept. 47 × 4,3 „ 41—65 × 3,7—4,6 (36—75 × 3,3—4,5)

Chlamydosporen mehr oder minder häufig, kugelig bis oval, 8,5 × 8 (5—12), zweizellige 13,5 × 8 (11—14 × 7—9).

Vorkommen auf faulenden Pflanzenteilen saprophytisch sowie auf Zyklamen und Coniferensämlingen parasitisch, auch als Obstfäuleerreger nachgewiesen. In Europa, Asien und Amerika.

28. *Fusarium oxysporum* Schl. *v. aurantiacum* (Lk.) f. 1 Wr. (Abb. 27)

Syn. *Fusarium macroxysporum* Lindfors

Unterscheidet sich von *F. oxysporum v. aurantiacum* durch nicht vorbrechende Stromata, Fehlen schwarzblauer Sklerotien, Vorherrschen schleimiger Konidienmassen (Pionnotes), kaum längere Konidien und durch die Seltenheit 4—5-septierter Konidien. Die Mikro- und Makrokonidien messen:

0-sept. 7 × 2,6
1-sept. 15 × 3,2
3-sept. 38 × 4,3 meist 29—41 × 3,3—4,8 (24—50 × 3—5,3)
5-sept. 47 × 4,3 „ 43—53 × 3,9—4,5 (38—53 × 3,5—5,3)

Chlamydosporen 8,6 (6—12) μ, kugelig, einzellig, glatt oder rauh, Stroma plektenchymatisch, ausgebreitet, blaß oder dunkelpurpurrotviolett, gewöhnlich nicht sklerotial vorbrechend. Sklerotien selten, hellgoldgelb. Pilz nicht aromatisch duftend.

Vorkommen als Schädiger auf Coniferensämlingen *(Pinus silvestris)*; auch auf faulenden Gurkenstengeln und faulenden Mohrrüben in Europa nachgewiesen.

29. *Fusarium oxysporum* Schl. *v. gladioli* Massey (Abb. 27)

Dieser Pilz weicht von der Grundart durch dickere Konidien ab und nähert sich dadurch der Varietät „*aurantiacum*". Seine Konidien messen:

0-sept. 6 × 2,7; 1-sept. 13 × 3,2
3-sept. 33,4 × 4,3 (25—41 × 3,5—4,8)
5-sept. 44 × 4,5 (42—46 × 4,3—4,6); 7-sept. 42 × 4,8 (40—44 × 4,8)

Die Makrokonidien entstehen in lachs-orangefarbenen bis 2 mm großen Sporodochien und sind 3—4-, seltener 5-, ausnahmsweise bis 7-septiert in typischen Lagern. Chlamydosporen kugelig, glatt, terminal und interkalar, meist einzellig; in oder an Konidien entwickelte Sporen sind kleiner [9 × 7 (6—14 × 5—10)] als im Myzel entstehende

[11 × 10 (7—17 × 7—10)]. Das Luftmyzel ist flockig, entsteht reichlich, ist weiß und bis 5 mm hoch. Dunkelblaue Sklerotien sind vorhanden und zahlreich.

Vorkommen als Fäulniserreger an Gladiolenknollen *(Gladiolus)* in Nordamerika (U. S. A.) und Australien.

Bemerkung: Ob einige morphologisch mit „*v. gladioli*" übereinstimmende, von anderen Liliifloren (*Crocus, Hyacinthus, Iris, Narcissus, Tulipa*) isolierte Pilzstämme mit dem Gladiolenpilze identisch sind, läßt sich nur durch Infektionsversuche entscheiden.

30. *Fusarium oxysporum* Schl. *v. medicaginis* Weimer

Unterscheidet sich von der Grundart durch den Parasitismus auf Luzerne sowie durch längere und dickere 3-, seltener 4-, ausnahmsweise 5—6-septierte Makrokonidien. Mikrokonidien zahlreich, ellipsoidisch-zylindrisch, 0—1-septiert. Makrokonidien fast zylindrisch, beidendig allmählich verschmälert, dem Scheitelende zu nicht dicker werdend als im mittleren Teile, in kleineren oder bis 2 mm großen Sporodochien und in Pionnotes entstehend, in Masse hellockerfarben, isabellin oder ocker-lachsfarben. Die Konidien messen:

0-sept. 9 × 3,4 meist 7,9—10 × 3,2—3,81 (4,5—13 × 2,7—5,4)
1-sept. 11,9 × 3,9 „ 10—15 × 3,6—4,1 (9—16 × 3,6—4,5)
3-sept. 40 × 4,4 „ 36—47 × 4,1—4,7 (23—50 × 3,6—5,5)
5-sept. 47 × 4,9 „ 38—52 × 4,7—5,2 (34—54 × 4,7—5,4)
6-sept. 51 × 5,4 (48—54 × 5,4)

Die Chlamydosporen entstehen terminal und interkalar, einzeln oder in Ketten sowohl im Myzel (7—11 μ dick) als auch in Konidien. Das Luftmyzel ist reichlich vorhanden, weiß und bis 5 mm hoch. Sklerotien ockerbraun-isabellin, spangrün, dann schwarzblau.

Vorkommen als Erreger einer gefäßparasitären Welkekrankheit der Luzerne *(Medicago sativa)* in Nordamerika (U. S. A.).

31. *Fusarium dianthi* Prill. et Del. (Abb. 27)

Die Konidien treten in hellorangefarbenen sporodochialen und pionnotalen schleimigen Massen auf und sind spindelig-sichelförmig fußzellig, am eingeschnürten Scheitel oft hakig gekrümmt und im oberen Drittel ein wenig dicker als im mittleren Teile, also stark dorsiventral, meist 3(3—5)-, ausnahmsweise 1—2- und 6—8-septiert. Mikrokonidien sind zahlreich im weißen bis rosigen flockigen Luftmyzel eingestreut, einzellig oder spärlich septiert:

0-sept. 9 × 2,5 meist 7—11 × 2—3,6 (5—15 × 1,5—4,5)
1-sept. 17 × 2,9 „ 15—21 × 2,4—3,3 (10—30 × 2—4)
3-sept. 34 × 4 „ 23—52 × 3,1—4,5 (16—63 × 2,5—5,5).

Die gedrungeneren Triseptaten 31 × 4,3, die schlankeren dagegen 37 × 3,7; 5-sept. 44 × 4,3 meist 37—69 × 3,6—5 (30—80 × 3—5,5); 7—8-sept. 70—104 × 3,8—4.

Die Chlamydosporen sind rundlich, glatt oder runzelig, 8,1 (6—12), zweizellige länglich-oval 13—16×5—13. Der Pilz duftet auf Reisbreinährboden nicht.

Vorkommen als Erreger der gefäßparasitären Welkekrankheit von Treibnelken *(Dianthus caryophyllus)* an der Wirtspflanze selbst sowie im verseuchten Boden in Treibhäusern der Nelkenzüchtereien Europas und Nordamerikas.

32. *Fusarium vasinfectum* Atk. (Abb. 28)

Syn. *Fusarium malvacearum* Taub.

Der Pilz unterscheidet sich von *F. oxysporum* durch etwas schmalere Konidien, reichliche Entwicklung von Pionnotes, verhältnismäßig kleine, 0,1—2 mm dicke spangrün-blaue sklerotiale Plektenchyme und purpurrote (mit Alkali blau werdende) plektenchymatische Stromata. Mikrokonidien einzellig oder spärlich septiert, eingestreut, Makrokonidien in Sporodochien und Pionnotes von isabelliner bis blaß lachs-orangeroter Färbung, spindelig-sichelförmig, beidendig etwas eingekrümmt, verschmälert oder schnabelförmig, Basis fußzellig oder mit Ansatzpapille versehen:

0-sept. 8×2,4 meist 6,7—9,5×2,3—2,8 (4—12×2—3)
1-sept. 16×3,1 „ 13—20×2,8—3,3 (8—25×2—4)
3-sept. 33×3,7 „ 27—40×3,3—4 (23—48×3—4,5)
seltener 4—5-sept.: 5-sept. 40×3,8 meist 32—48×3,5—4 (30—50×3—5)

Chlamydosporen terminal und interkalar, einzellig 8,8 (7—13), zweizellig 12,6×7. Auf Reisbreinährboden strömt der Pilz einen starken aromatischen fliederähnlichen Duft aus.

Vorkommen als Erreger einer gefäßparasitären Welkekrankheit der Baumwolle *(Gossypium herbaceum* und *G. barbadense)* und vielleicht auch des eßbaren Eibischs *(Hibiscus = Abelmoschus esculentus)* insbesondere in Nordamerika (U. S. A.). Angeblich bei künstlichen Infektionsversuchen auch auf *Freesia* und *Pinus* übergehend.

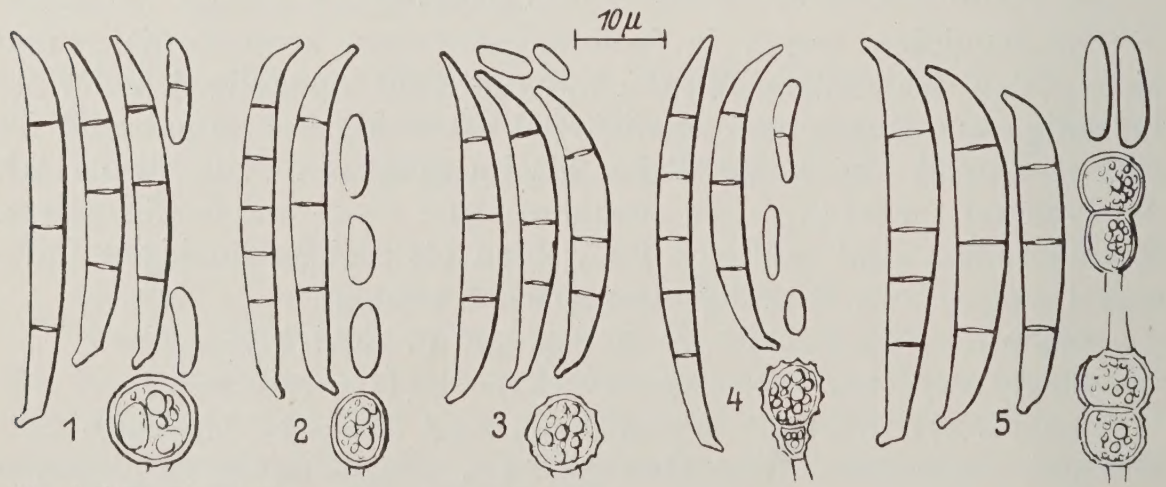

Abb. 28. XIV. Gruppe *Elegans:* Untergruppe *Oxysporum*:
1. *Fusarium vasinfectum.* 2. *F. vasinfectum v. lutulatum.* 3. *F. vasinfectum v. zonatum.* 4. *F. vasinfectum v. zonatum* f. 1. 5. *F. redolens*

33. *Fusarium vasinfectum* Atk. f. 1 Wr.

Syn. *Fusarium vasinfectum* Atk. *v. egyptiacum* Fahmy
F. vasinfectum Atk. *v. inodoratum* Wr.

Unterscheidet sich von der Grundart nur durch Fehlen eines aromatischen Duftes auf Reisbreinährboden. Der Pilz ist ebenfalls Erreger einer gefäßparasitären Welkekrankheit der Baumwolle in Nordamerika (U. S. A.), ferner in Afrika (Ägypten) und Asien (Indien).

34. *Fusarium vasinfectum* Atk. f. 2 n. f.

Eine Anzahl von Isolierungen morphologisch mit dem Typus übereinstimmender Pilzstämme sind vorläufig hier vereinigt, weil es nicht sicher ist, ob sie als Welkeerreger in Betracht kommen und auf Baumwolle überzugehen imstande sind. Von Interesse ist z. B. die Isolierung eines hierhergehörigen Vertreters aus dem Stuhl eines an chronischer Dispepsie leidenden Kindes. Die typischen 3-septierten Konidien stimmten ziemlich genau in der Größe und Gestalt mit denen von *F. vasinfectum* überein und waren 33×3,9 (24—50×3,5—4,5) groß. Auf Reisbreinährboden färbte sich das Stroma purpurrot (durch Alkali blau werdend). Chlamydosporen terminal und interkalar. Außer dieser Isolierung sind hierhergezogen solche von kranken Rüben *(Beta vulgaris)*, Spanischem Pfeffer *(Capsicum)*, Apfelsine *(Citrus)* und Kakaobaum *(Theobroma)*. Die richtige Einstufung dieser bleibt weiteren Untersuchungen vorbehalten.

35. *Fusarium vasinfectum* Atk. *v. lutulatum* (Sherb. ut sp.) Wr. (Abb. 28)

Syn. *Fusarium lutulatum* Sherb.

Unterscheidet sich von der Grundart durch etwas längere Konidien, und durch das gelegentliche Auftreten zahlreicher kleiner (bis 0,5 mm dicker) sklerotialer, schwarzblauer Körper. Die Konidien sind 3-, selten 4- und 5-septiert. Im Luftmyzel finden sich zahlreiche Mikrokonidien, ein- oder zweizellig, vor. Konidien 3-sept. 34×3,8 meist 28—42 × 3,2—4,5; 5-sept. 42 × 4 meist 37—47 × 3,5—4,5; 6—7-sept. Konidien ausnahmsweise beobachtet 50—66 × 3,5—5. Chlamydosporen terminal und interkalar, einzellig 7 × 6 (6—8 × 5—7), zweizellig 10,3 × 5,4 (8—12 × 4—7). Der Pilz strömt einen aromatischen Duft aus.

Vorkommen auf faulenden Zwiebelgewächsen *(Allium, Hyacinthus, Narcissus)*, Sommerastern *(Callistephus)*, wohlriechenden Wicken *(Lathyrus)*, Bananen *(Musa)* und Kartoffeln *(Solanum tuberosum)*.

36. *Fusarium vasinfectum* Atk. *v. zonatum* (Sherb.) Wr. (Abb. 28)

Syn. *Fusarium lutulatum v. zonatum* Sherb.; *F. zonatum* (Sherb.) Wr.

Unterscheidet sich von dem vorigen Pilze durch Wachstum des Myzels in konzentrischen Zonen, durch das Fehlen dunkelblauer sklerotialer Stromata, durch blassere, etwa honiggelbe Färbung der

sporodochialen und pionnotalen Konidienschleime und durch ein wenig längere oder dickere Konidien: 3-sept. 37×3,9; 5-sept. 42×4,1. Der Pilz strömt einen aromatischen (Flieder-) Duft aus.

Vorkommen auf faulenden Kartoffeln, Zwiebeln usw.

37. *Fusarium vasinfectum* Atk. *v. zonatum* (Sherb.) f. 1 (Lk. et Bail.) Wr. (Abb. 28)

Syn. *Fusarium cepae* Walker et Tims
F. zonatum (Sherb.) Wr. f. 1 Lk. et Bail.

Der Pilz duftet aromatisch, entwickelt keine Sklerotien und unterscheidet sich von *F. vasinfectum v. zonatum* durch blassere, sahnefarbige bis lachs-ockerbraune, seltener etwas purpurrote Stromata mit gelegentlich aus dem Thallus vorbrechenden blasenartig gewölbten, dunkelbraunen Plektenchymknoten von 0,5 mm Dicke bei Kultur auf Reisnährboden. Konidien 3-sept. 37,1×3,8; 5-sept. 43×4.

Vorkommen in Speisezwiebeln *(Allium cepa)*, die er in Fäulnis überführt, ferner auf Möhren *(Daucus carota)*, Tomaten *(Lycopersicum)*, Tulpen *(Tulipa)* und im Kühlkeller einer Molkerei. In Nordamerika (U. S. A.) und in Europa.

38. *Fusarium vasinfectum* Atk. *v. zonatum* (Sherb.) f. 2 (Lk. et Bail.) Wr.

Syn. *Fusarium zonatum* (Sherb.) Wr. f. 2 Lk. et Bail.

Der Pilz strömt nur wenig an aromatischem Duft aus, wächst ohne Sklerotien und unterscheidet sich von dem vorigen Pilze (f. 1) durch rote, fast purpurfarbene Stromata, ein lilafarbiges Luftmyzel und reichlicher quellende Pionnotes. Konidien 3-sept. 38,5×3,7; 5-sept. 42,1×4,1.

Vorkommen in Speisezwiebeln *(Allium cepa)*, die er in Fäulnis überführt, sowie auf Rübe *(Beta vulgaris)* in Nordamerika (U. S. A.).

39. *Fusarium redolens* Wr. (Abb. 28)

Syn. *Fusarium redolens* Wr. *v. solani* Sherb.

Mikrokonidien einzellig 9×3, oder spärlich septiert, 1-sept. 16×4,5. Makrokonidien 3-, seltener 4-, ausnahmsweise 5-septiert, spindelig-sichelförmig, gekrümmt, bisweilen an *F. solani* erinnernd, aber im oberen Drittel etwas dicker als in der Mitte (bei gedrungenerer Koniendiform), nach der fußzelligen oder mit einer Ansatzpapille versehenen Basis zu allmählich verschmälert, in Sporodochien und Pionnotes auftretend, in Masse bräunlichweiß, sahnefarbig oder hell inkarnat, erst gallertig, dann pulverig, verblassend:

3-sept. 36×4,7 meist 29—43×3,7—5,5 (17—51×3—6,5)
5-sept. 44×4,7 „ 37—47×4—6 (31—61×3,5—6,5)

Chlamydosporen terminal und interkalar, einzellig 8 oder 6—9(3—12), zweizellig 14×8,2 (11—24×5—14), glatt oder runzelig, in Konidien oder Myzelien entwickelt. Blaue Sklerotien fehlen. Plektenchyma-

tisches Stroma ausgebreitet, blaß, weiß-rosig bis lilafarben. Der Pilz strömt einen aromatischen (Flieder-) Duft aus.

Vorkommen besonders auf Leguminosen wie *Cytisus, Medicago, Pisum* und *Trifolium*; ferner auf *Allium, Avena, Callistephus, Colocasia, Dianthus, Linum, Pseudotsuga,* Kartoffeln *(Solanum)*, meist mit Fäulnis soziert; auch in Erde sowie an und in Nematoden *(Tylenchus, Heterodera)*, in Europa und Nordamerika.

40. *Fusarium redolens* f. 1 Wr.

Unterscheidet sich von der Grundart durch fehlenden aromatischen Duft. Vorkommen auf Birnenästen *(Pirus communis)* mit *Nectria*-Krebs, auf faulenden Rüben *(Beta vulgaris)* mit Nematoden *(Heterodera)* vergesellschaftet, sowie an Luzerne (*Medicago sativa)* und Spinat *(Spinacia oleracea)* in Nordamerika (U. S. A.) und in Europa.

Bemerkung: ? syn. *Fusarium spinaciae* Sherb., Erreger einer Fusariumwelke bei Spinat in Texas, ein Pilz mit 3-sept. 27—45 × 4,5—6,4 großen, selten in Sporodochien und nicht in Pionnotes gelagerten Konidien, kaum aromatisch duftend. Vorkommen im Wurzelsystem welkekranker Spinatpflanzen in den Vereinigten Staaten (U. S. A.).

Die Gruppe Martiella

Als Hilfsmittel zur Bestimmung dieser im Boden und an unterirdischen Pflanzenteilen verbreiteten Pilze dienen Unterschiede im mittleren Durchmesser (5—6 μ bei „*solani*", 4—5 μ bei „*javanicum*" usw.) der 3—5-septierten Konidien bei den beiden wichtigsten Formenkreisen. Die Konidien von *F. solani* wirken, wenn sie beidendig stumpflich abgerundet sind, beispielsweise bei sehr feuchter Entwicklung, etwa wurstförmig, die von *F. javanicum* dagegen schlanker, beidendig spitziger. Übergänge können vorkommen. Bei *F. coeruleum* ist die Basis zitzenförmig, bei den übrigen mehr oder minder fußartig ausgebildet. Die Krümmung der Konidien ist in der mittleren Zone gering (außer bei *F. solani v. aduncisporum)* und an den Enden, besonders am Scheitel deutlicher sichelförmig. Die Konidien sind derbhäutig. Außer den größeren, septierten Sichelsporen gibt es kleine, meist einzellige Konidien.

Das Farbenbild ist mannigfaltig, geht aber auf wenige Grundfarben zurück. Die Konidienmassen, welche in Sporodochien oder ausgebreiteten Schleimen entstehen, sind blaß, weißlich, gelblich oder bräunlich, im Alter dunkler, honig- bis bernsteinfarben; und nur bei *F. coeruleum* trifft man rötlich-ockrige bis inkarnat- oder fleischrosige Farbentöne an. Das Stroma ist gelbbräunlich bis dunkelblau. Blau wird rot durch Säurezusatz. Rot wird blau durch Alkalizusatz. Die Mischfarbe Violett entsteht bei *F. coeruleum* auf Reisbreinährboden sofort, während sie bei den übrigen Pilzen der Gruppe zurücktritt, blasser bleibt und später oder gar nicht entwickelt wird. Auf kohlehydratreichen Nähr-

böden entstehen die lebhaftesten Färbungen. Das Blau des Stromas dringt häufig in die hellen Konidienmassen ein und färbt sie spangrün bis schwarzblau bei *F. coeruleum* und *F. solani v. Martii*, weniger bei *F. solani*, während die übrigen Vertreter sich in der Mitte halten.

Sklerotiale Stromata brechen bei den meisten dieser Pilze auf geeigneten Substraten z. B. auf Kartoffeln durch die Lentizellen nach außen vor. Sie sind braun, grün, violett oder schwarzblau. Als Unterscheidungsmerkmal sind sie ohne besonderen Wert.

Chlamydosporen sind meist reichlich vorhanden und terminal, interkalar, in Ketten oder Knäueln entwickelt. Sie sind doppelwändig und außen glatt, runzelig oder stachelig.

Als Schlauchformen sind Vertreter der Gattung *Hypomyces* bei einigen Martiella-Fusarien festgestellt. Die Konidienstufen mancher Schlauchformen stimmen mehr oder minder mit Pilzen ohne bekannte Schlauchform überein. Sie sind bei den betreffenden Hypomycespilzen beschrieben und erscheinen auch im Bestimmungsschlüssel gesondert, um Vergleiche zu ermöglichen. Bei Pilzen, die zur Entwicklung von Perithezien bereit sind, entstehen diese Gebilde mehr oder minder reichlich auf einigen der üblichen Nährböden besonders in den ersten Monaten nach der Isolierung, bei manchen während längerer Zeiträume oder unbeschränkt. Bleibt die Schlauchformbildung bei dem einen oder anderen Pilze schließlich aus, so kann reichlichere Konidienentwicklung einsetzen. In solchen Fällen wurde eine noch stärkere Angleichung an bestimmte Fusarien ohne bekannte Schlauchform beobachtet. Aus diesem Grunde sind die geringen Wuchsverschiedenheiten nicht mehr nomenklatorisch auszuwerten und auch Unterschiede in der Septierung und Größe in gewissen Grenzen vernachlässigt. Diese Unterlassung sollte bei Abwesenheit einer völligen Übereinstimmung der Konidien von Pilzen mit und ohne bekannte Schlauchform kein Ansporn sein, das Fehlende nomenklatorisch nachzuholen. (Abb. 29, 30 und 31)

Schlüssel zur Bestimmung der *Martiella*-Fusarien

Dorsiventralität und Querschnittswechsel der Konidien nur am Scheitelende deutlich. Konidien fast zylindrisch bis spindelig-sichelförmig, mit schiefkegeligem, ellipsoidischem oder abgerundetem Scheitel und stumpflicher, ovaler bis zitzenförmiger oder mit einer schief zur Längsachse gerichteten Ansatzwarze versehener Basis. Konidienmassen isabellin-ockrig oder hell, bisweilen vom Stroma gebläut oder spangrün verfärbt

Konidien 3(0—5)-septiert: 3-sept. 34 × 4,8, 5-sept. 42 × 5,2 — *Fusarium coeruleum*

Dorsiventralität und Querschnittswechsel der spindelig-sichelförmigen Konidien an beiden Enden deutlich. Basis zitzenförmig bis schwach fußzellig. Konidienmassen bräunlichweiß, sahnefarbig oder buttergelb, bis-

weilen vom Stroma gebläut oder spangrün verfärbt	
Mittlerer Durchmesser 3—5-septierter Konidien 4—5 μ	
Konidien zerstreut, 0—5-septiert: 0-sept. 7,8×2,8 1-sept. 19×3,5, 3-sept. 35×4,2, 5-sept. 44×4,6 Askosporen 1-sept. 11,2×4,8, Perithezien 0,35 ×0,27	*Hypomyces ipomoeae* f. 1
Konidien in Massen meist 3-septiert:	
Konidien 3-sept. 35×4,2, 5-sept. 43×4,5	*F. javanicum v. radicicola*
Konidien 3-sept. 30×4,5, 5-sept. 36×4,8	*F. solani v. minus*
Konidien 3-sept. 31×4,6, 5-sept. 38×4,8 Askosporen 1-sept. 13,8×5,8, Perith. 0,38×0,31	*Hypomyces haematococcus v. breviconus*
Konidien 3-sept. 35×4,6, 5-sept. 50×4,8	*F. solani v. striatum*
Konidien in Massen meist 3—5-septiert	
Konidien 3-sept. 42×4,4, 5-sept. 52×4,7 Askosporen 1-sept. 13,4×5,7, Perith. 0,34×0,28	*Hypomyces haematococcus v. cancri*
Konidien 3-sept. 40×4,6, 5-sept. 52×4,8	*F. javanicum*
Konidien in Massen meist 5-septiert	
Konidien 3-sept. 34×4,5, 5-sept. 55×4,9 Askosporen 1-sept. 11,3×4,9, Perith. 0,33×0,27	*Hypomyces ipomoeae*
Konidien 3-sept. 44×4,3, 5-sept. 63×4,8	*F. javanicum v. ensiforme*
Konidien 5—7-sept. 50—90×4—5 Askosporen 1-sept. 13,6×4,9, Perith. 0,33×0,25	*Hypomyces ipomoeae v. major*
Mittlerer Durchmesser 3—5-septierter Konidien 5—6 μ	
Konidien nicht hakenförmig gebogen oder aufgerollt	
Konidien in Massen meist 3-septiert	
Konidien 3-sept. 36×5,5; 5-sept. 48×5,7	*F. solani*
Konidien 3-sept. 44×5,2; 5-sept. 55×5,5	*F. solani v. Martii*
Konidien 3-sept. 39×5; 5-sept. 49×5,3	*F. solani v. Martii* f.1
Konidien 3-sept. 45×4,9; 5-sept. 54×5,1	*F. solani v. Martii* f.2
Konidien 3-sept. 44×5,2; 5-sept. 56×5,0	*F. solani v. Martii* f.3
Konidien in Massen meist 5-septiert	
Konidien 3-sept. 38×5,2; 5-sept. 59×5,8, 7-sept. 74×6,2	*F. solani v. eumartii*
Konidien 3-sept. 40×5,3; 5-sept. 64×5,9; 7-sept. 75×5,9 Askosporen 1-sept. 13,8×6, Perith. 0,4×0,33	*Hypomyces haematococcus*
Konidien hakenförmig gebogen bis aufgerollt, 0—3 (4—5)-septiert: 3-sept. 47×5,3, 5-sept. 49×5,5	*F. solani v. aduncisporum*

1. *Fusarium javanicum* Koord. *v. radicicola* Wr. (Abb. 29)

Syn. *Fusarium radicicola* Wr.

Der Pilz hat fast immer zahlreiche einzellige oder septierte, im Myzel zerstreute oder in falschen Köpfchen zusammengeballte kleinere Konidien. Außerdem entwickelt er hier und da bräunlichweiße, im Alter nachdunkelnde oder von dem olivgrünen bis kaffeebraunen Stromafarben veränderte in Sporodochien oder seltener in schleimigen

(pionnotes-artigen) Schichten abgelagerte Massen größerer 3-, selten 4- ausnahmsweise 5-septierter länglicher, leicht gekrümmter, am Scheitel etwas stärker gebogener und eingeschnürter, an der Basis schwach fußzelliger Sichelsporen:

0-sept. 8,4×2,9 meist 6,3—10×2—3 (4—15×1,7—4,5)
1-sept. 15×4 „ 13—17×3,7—4,3 (8—27×3—5)
3-sept. 34×4,2 „ 30—42×3,8—4,8 (20—50×3,4—5,3)
5-sept. 43×4,5 „ 43—46×4—5,1 (38—59×4—5,3)

Chlamydosporen gewöhnlich, terminal und interkalar, ein-, zweizellig, in Ketten oder Knäueln: einzellig 9—10×8,5—9; zweizellig 16—22 × 5—12, glatt oder rauh. In Amerika (U. S. A.) als Erreger von Kartoffelknollenfäule bekannt. Auch an anderen Hackfrüchten, an Bataten, Zwiebelgewächsen, Beerenobst- und Zierpflanzen festgestellt.

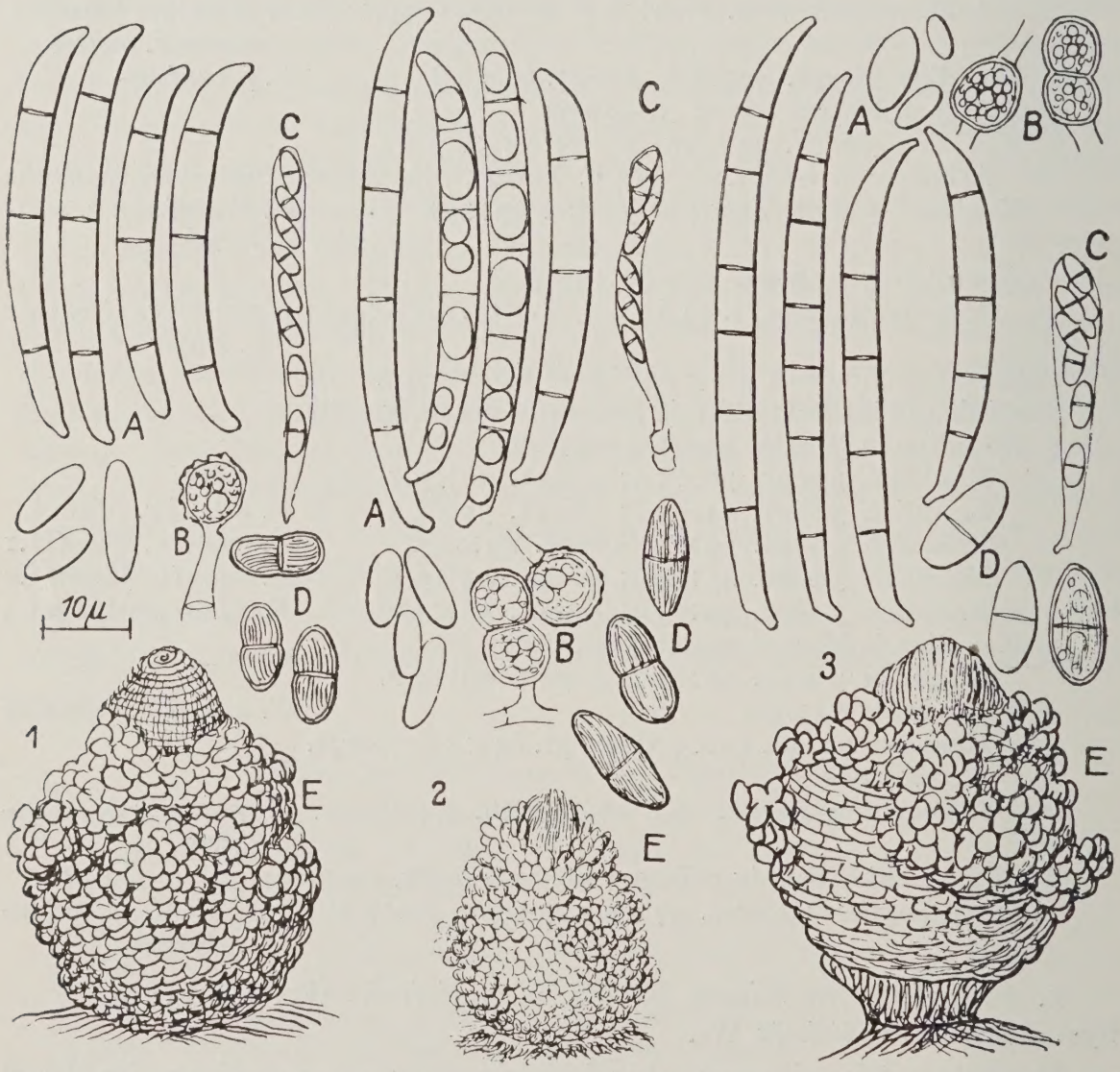

Abb. 29. XV. Gruppe *Martiella*:

1. *Fusarium javanicum v. radicicola: Hypomyces ipomoeae* f. 1. A. Makro- und Mikrokonidien. B. Chlamydospore. C. Askus (× 450). D. Askosporen. E. Perithezium (× 90)
2. *Fusarium javanicum: Hypomyces ipomoeae.* A. Makro- und Mikrokonidien. B. Chlamydosporen. C. Askus (× 450). D. Askosporen. E. Perithezium (× 90)
3. *Fusarium javanicum v. ensiforme: Hypomyces ipomoeae v. major.* A. Mikro- und Makrokonidien. B. Chlamydosporen. C. Askus (× 450). D. Askosporen. E. Perithezium (× 90)

2. *Hypomyces ipomoeae* (Hals.) *forma* 1 Wr. (Abb. 29)

Syn. *Nectria (Dialonectria) bolbophylli* P. Henn.

Perithezien zerstreut oder gesellig, zwiebelförmig, außen schuppig, rot mit hellerem Mündungskegel, 0,35×0,27 (0,26—0,43×0,16—0,35) mm. Askosporen eirund, ellipsoidisch, zweizellig, 11,1×4,8 meist 9—11×4,5—4,7 (8—13×4,2—5,5) μ, mit längsgestreifter (runzeliger) Hülle, in hellen, dann bräunlich werdenden Pulvern ausgestoßen. Die Konidienstufe stimmt in Ausmaßen und Umrissen der Sporen mit *Fusarium javanicum v. radicicola* überein, ist aber durch das Zurücktreten der Anzahl an größeren, septierten Sichelsporen und das Fehlen sporodochialer oder schleimiger Ansammlungen von Sporen ausgezeichnet. Konidien meist einzellig, ausnahmsweise 1—5-septiert, im Myzel verstreut oder in falschen Köpfchen an den Spitzen unregelmäßig oder schraubelartig verzweigter Träger abgeschnürt.

Konidien 0-sept. 7,8×2,8 (5—12×2—4); 1-sept. 19×3,5; 3-sept. 35×4,2 (28—48×3,7—5); 5-sept. 44×4,2 (40—50×4,5—5).

Chlamydosporen 8—10 μ dick.

Auf kranken Zweigen des Teestrauches in Assam (Ostindien) sowie auf toten Bulben von *Bolbophyllum Lobbii* in Orchydeenhäusern (Berlin). Ob der Pilz mit *F. javanicum v. radicicola* identisch ist, läßt sich erst durch vergleichende Infektionsversuche mit den Pilzen von Tee, *Bolbophyllum* und Kartoffeln entscheiden.

3. *Fusarium javanicum* Koorders (Abb. 29)

Syn. *Fusarium javanicum* Koord. *v. theobromae* (App. et Strk.) Wr.
Fusarium theobromae App. et Strk.
Fusarium heveae P. Henn. in herb. (non Vincens)
Fusoma glandarium Corda

Konidien in Massen bräunlichweiß bis hellbraun, im Alter kaffeebraun oder durch das häufig olivgrüne bis olivbraune lederig-gallertige, selten sklerotiale Stroma verschieden verfärbt. Kleine einzellige oder septierte, im Luftmyzel verstreute Konidien meist reichlich vorhanden und nach der Austrocknung als pulverige helle Auflagerung auf dem Substrate sichtbar. Größere, längliche, leicht gekrümmte, am Scheitel oft etwas stärker gebogene, beidendig eingeschnürte, an der Basis mehr oder minder fußzellige 3—5-, ausnahmsweise 6—8-septierte Sichelsporen in Sporodochien und Pionnotes:

0-sept. 8×3; 1-sept. 18×3,6
3-sept. 40×4,6 meist 28—47×4—5 (22—54×3,5—6)
5-sept. 52×4,8 „ 40—56×4,5—5,3 (35—60×4—6)
7-sept. 60×5

Chlamydosporen 1—2zellig 5—8 μ dick.

Der Pilz ist in warmen Ländern auf faulenden Organen (Laub, Ästen, Früchten) verbreitet, auf Kaffee *(Coffea)*, Kakao *(Theobroma)*, *Hevea, Manihot, Ficus*; auf Balsaholz *(Ochroma)* und Pappelholz

(Populus canadensis) als Holzverfärber festgestellt, auf Pappel sowie auf Ulmenrinde, auch in der gemäßigten Zone.

4. *Hypomyces ipomoeae* (Hals.) Wr. (Abb. 29)

Syn. *Nectria ipomoeae* Halsted; *Creonectria ipomoeae* Seaver; *Nectria (Lepidonectria) coffeicola* Zimm.
Nectria calonectricola P. Henn.; *Nectria diversispora* Petch
Nectria (Dialonectria) bogoriensis Bern. in herb.
Nectria saccharina Berk. et Curt.

Perithezien einzeln oder gesellig, zwiebelförmig, außen schuppig, rot mit hellerem Mündungskegel, 0,33×0,27 (0,22—0,38×0,18—0,30) mm. Askosporen eirund, ellipsoidisch, zweizellig, 11,3×4,9 meist 10—13×4,5—6 (8—16×3—8), mit längsgestreifter Hülle, in hellen, dann bräunlich werdenden Pulvern oder Schleimtröpfchen ausgestoßen. Die Konidienstufe entspricht *Fusarium javanicum*. Konidien zerstreut, seltener in Sporodochien oder ausgebreiteten Schleimen, in Massen bräunlichweiß, bisweilen vom Stroma spangrün, olivgrün oder braun verfärbt, größere sichelförmige Sporen länglich, an den Enden eingeschnürt und etwas stärker gebogen als im mittleren Teile, an der Basis schwach fußzellig, 5(3—5)-, seltener 6—7-septiert; kleine Konidien einzellig oder septiert:

0-sept. 9×3,4 meist 8—12×3,2—4 (5—14×2,2—4,8)
1-sept. 17×3,9 „ 16—18×3,7—4 (15—23×3,2—4,5)
3-sept. 34×4,5 „ 33—37×3,5—4,8 (24—55×3,2—5,5)
5-sept. 55×4,9 „ 45—70×4,2—5,5 (35—71×3,8—6)
7-sept. 66×5 (58—72×4,3—6)

Chlamydosporen rundlich bis eiförmig, einzellig 6—10, zweizellig 11×7.

Der Pilz ist in warmen Ländern (Asiens, Amerikas und Afrikas) verbreitet, aber auch in der gemäßigten Zone vorhanden und lebt auf absterbenden Pflanzenteilen z. B. auf Chininbäumen *(Cinchona)*, Kakao *(Theobroma)*, Kaffee *(Coffea)*, Kautschuk *(Hevea)*, Tee *(Thea)*, *Melia*, Vanille, Soja *(Glycine hispida)*, Mungobohne *(Phaseolus mungo)*, Batate *(Ipomoea)*, Eierfrucht *(Solanum melongena)*, Eibisch *(Hibiscus)* usw.

5. *Fusarium javanicum* Koord. *v. ensiforme* (Wr. et Rg.) Wr. (Abb. 29)

Syn. *Fusarium ensiforme* Wr. et Rg.

Stroma hervorbrechend, Sklerotien runzelig, oft schwarzblau. Konidien in Massen *(Sporodochien, Pionnotes)* weißlich bis goldgelb, länglich, leicht sichelförmig gebogen, etwas eingeschnürt am Scheitelende, deutlich fußzellig an der Basis, 5(3—6)-, ausnahmsweise 7-septiert, kleinere im Myzel verstreute einzellig, selten septiert:

0-sept. 7,7×3,1 meist 5,5—9×2,8—3,3 (5—12×2—5)
1-sept. 23×3,7 (20—25×3,3—4,5)
3-sept. 44×4,3 meist 41—47×4,5 (37—50×3,75—5)
5-sept. 63×4,8 „ 60—66×4,7—5 (55—72×4,5—5)
6-sept. 65×5 (63—71×5); 7-sept. 75×4,8 (69—81×4,7—5)

Chlamydosporen ein- bis zweizellig, rundlich oder eiförmig, glatt oder rauh, 6—9 μ dick.

Auf wilden Feigen *(Ficus)* in Urwäldern Mittelamerikas (Honduras).

6. *Hypomyces ipomoeae* (Hals.) *v. major* Wr. (Abb. 29)

Syn. *Nectria Behnickiana* P. Henn.
Nectria citricola P. Henn. in herb.

Der Pilz unterscheidet sich von *Hypomyces ipomoeae* durch größere Askosporen 13,6×4,9 meist 11—16×4,6—5,3 (10—19×4—7). Perithezien 0,33×0,25 mm groß, zerstreut oder gesellig, zwiebelförmig, schuppig, rot mit hellerem Mündungskegel, trocken oft napfartig einsinkend. Die Konidienstufe stimmt morphologisch mit *Fusarium javanicum v. ensiforme* überein (Abb. 29). Die größeren sichelförmigen Konidien sind 5—7(3—8)-septiert und messen 5-septiert 60×4,5; 7-septiert 73×4,7.

Auf abgestorbenen Zweigen von Satinholz-Bäumen *(Murraya exotica)* in Brasilien sowie auf einem mit Orchydeen aus Brasilien nach Europa eingeführten Aststücke eines Kaffeebaumes *(Coffea)*.

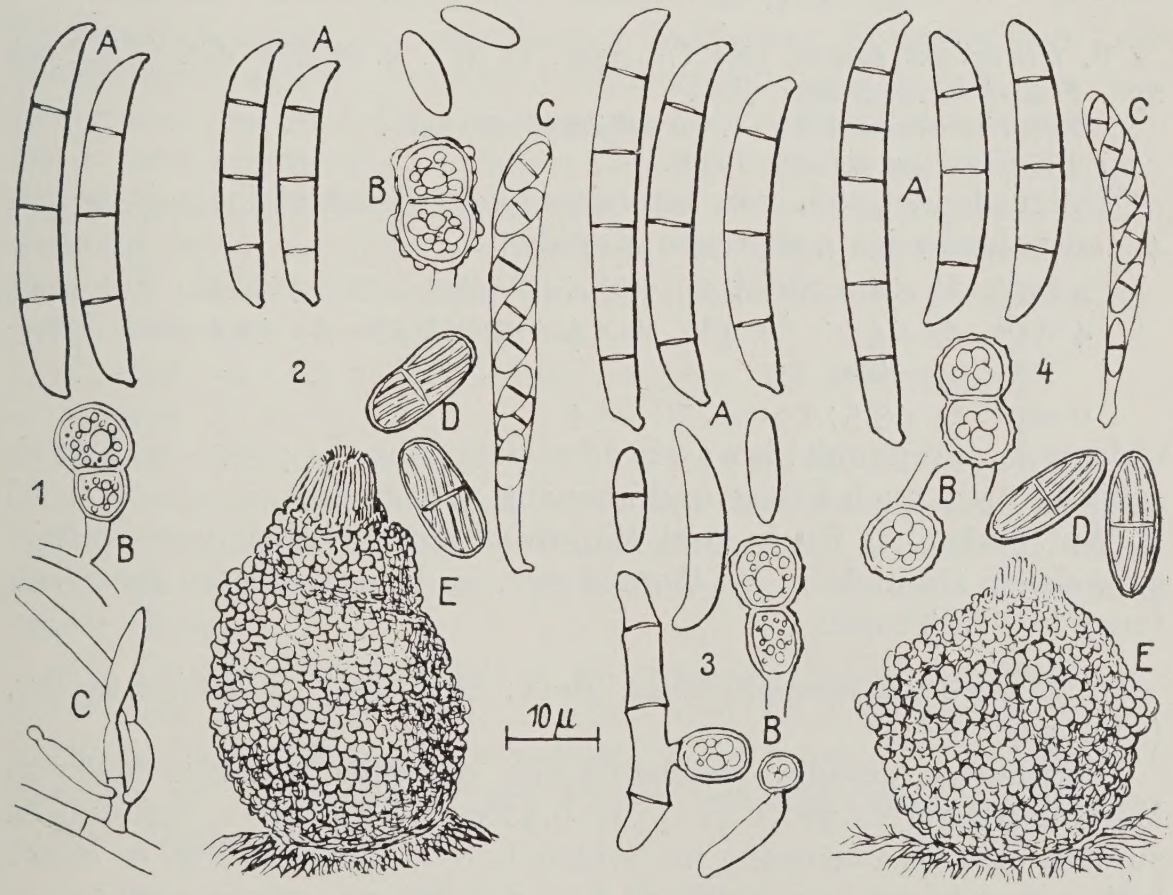

Abb. 30. XV. Gruppe *Martiella*:

1. *Fusarium coeruleum*. A. Makrokonidien. B. Chlamydospore. C. Konidienträger
2. *Fusarium solani v. minus: Hypomyces haematococcus v. breviconus*. A. Mikro- und Makrokonidien. B. Chlamydospore. C. Askus (× 450). D. Askosporen. E. Perithezium (× 90)
3. *Fusarium solani*. A. Mikro- und Makrokonidien. B. Chlamydosporen
4. *Fusarium solani v. striatum: Hypomyces haematococcus v. cancri*. A. Makrokonidien. B. Chlamydosporen. C. Askus (× 450). D. Askosporen. E. Perithezium (× 90)

7. *Fusarium coeruleum* (Lib.) Sacc. (Abb. 30)
Syn. *Selenosporium coeruleum* Libert in herb.
Fusarium violaceum Fuckel
Fusarium aeruginosum Del.

Konidien in Sporodochien, schleimartig ausgebreiteten Lagern oder im Luftmyzel verstreut, fast gerade oder schwach sichelförmig gekrümmt, mit schiefkegeligem, ellipsoidischem oder abgerundetem Scheitel und stumpflich-eirunder bis zitzenförmiger oder mit einer schief zur Längsachse gerichteten Ansatzwarze versehener Basis. Konidien in Massen isabellin-ockrig bis bräunlichweiß, häufig blauviolett bis blauschwarz oder spangrün vom Stroma aus verfärbt. Chlamydosporen terminal oder interkalar, einzellig, kugelig (9 μ) bis birnförmig (9×8 μ) oder zweizellig (14×9). Stroma ausgebreitet oder warzig, sklerotial, hell oder veilchen- bis schwarzblau.

Konidien in Massen 3-septiert, 34×4,8 meist 32—40×4,5—5,6 (21—47×3,5—6), seltener 4—5-, ausnahmsweise 0—2-, 6—7-septiert; 5-sept. 42×5,2; 0-sept. 16×4,7; 1-sept. 21×4,7.

Vorkommen in Europa, Asien, Südafrika sowie Nord- und Südamerika in Kartoffelbau treibenden Gegenden der gemäßigten Zonen als einer der wichtigsten Erreger von Kartoffelfäule im Winterlager.

8. *Fusarium solani* (Mart.) App. et Wr. *v. minus* Wr. (Abb. 30)
Syn. *Fusarium carneolum* Sacc.
Fusarium roseum Lk. *v. cucurbitacearum* Sacc.
? *Fusarium uredinicola* Petch

Unterscheidet sich von *Fusarium solani* durch kleinere 3-, selten 4-, ausnahmsweise 5-septierte Konidien:

3-sept. 30×4,5 meist 25—33×4,1—5,3 (20—41×3,5—6)
4-sept. 35×4,7; 5-sept. 36×4,7 meist 33—39×4,5—5,5 (30—50×3,7—6)
0-sept. 11×3,5; 1-sept. 18×4,4

Chlamydosporen rauh bis warzig oder glatt, einzellig 7,3 (5—11), zweizellig 12×7,3, auch kettig und knäuelig auftretend.

Auf faulenden Hack- und Halmfrüchten, Zwiebel- und Kürbisgewächsen, Orchydeen, im Humus usw. in der gemäßigten Zone, seltener in den Tropen.

9. *Hypomyces haematococcus* (Berk. et Brme.) *v. breviconus* Wr. (Abb. 30)

Perithezien gesellig, zwiebelförmig, schuppig, rot mit hellerem Mündungskegel, 0,38×0,31 (0,2—0,5×0,15—0,4) mm. Askosporen zu acht ein- bis zweireihig im Schlauch, oval, längsstreifig, in Masse hell, später braun, zweizellig 13,8×5,8 meist 12—16×5,4—6,4 (9—18×4,5—8,5). Konidienstufe *Fusarium solani v. minus* ähnelnd, Farbenbild: weiß, gelb, blau, grün, violett und braun. Sporodochien und Pionnotes mit 3-, seltener 4-, ausnahmsweise 5-septierten, in Masse bräunlichweiß gefärbten spindelig-sichelförmigen Konidien:

0-sept. 11×4,1 meist 9—13×3,1—4,8 (7—14×2,5—5)
1-sept. 18×4,5 (13—24×3,7—7)
3-sept. 31×4,6 meist 25—33×4,1—5,7 (23—40×3,5—6)
5-sept. 38×4,8 „ 28—43×4,4—5,6 (34—50×3,7—5,5)

Chlamydosporen zahlreich an Myzelien und Konidien, terminal und interkalar, rund oder oval, glatt oder rauh, 7,2 meist 6—8 (5,5—11) μ dick, einzeln oder paarig, sowie in Ketten oder Knäueln entwickelt.

Vorkommen an kranken Knollen von Gladiolen in Java.

10. *Fusarium solani* (Mart.) App. et Wr. (Abb. 30)

Syn. *Fusisporium solani* Martius pro parte
Fusisporium solani Mart. *v. flavum* Hart.
Fusisporium solani-tuberosi Desm.
Pionnotes solani-tuberosi (Desm.) Sacc.
Fusarium commutatum Sacc.
Lachnidium acridiorum (Trab.) Giard.; *Fusarium acridiorum* (Trab.) Brougn. et Del.
Fusarium allii-sativi All.; *F. alluviale* Wr. et Rg.; *Fusarium Malli* Taub.
Fusarium solani (Mart.) *v. cyanum* Sherb.; *F. solani* (Mart.) f. 1 Wr.
Fusarium solani (Mart.) *v. medium* Wr.
Fusarium solani (Mart.) *v. suffuscum* Sherb.
Fusarium viride (Lechm.) Wr.; *Pionnotes viridis* Lechm.

Konidien zerstreut, in falschen Köpfchen, Sporodochien oder Pionnotes entwickelt, in Masse bräunlichweiß bis lehmgelb oder vom spangrünen bis dunkelblauen, lederigen oder sklerotialen Stroma gebläut- oder grünfleckig. Größere Konidien fast drehrund spindelförmig, schwach gekrümmt, beidendig abgerundet bis kegelstumpflich verjüngt, Basis mit kaum wahrnehmbarem, schief zur Längsachse gerichteten Wärzchen, selten schwach fußförmig 3(3—5)-septiert:

0-sept. 11×3,8; 1-sept. 20×4,3
3-sept. 36×5,5 meist 28—42×4,1—6,2 (19—50×3,5—7)
4-sept. 42×5,6
5-sept. 48×5,7 meist 42—51×5—6,3 (32—68×4—7)

Chlamydosporen terminal und interkalar, bräunlich, einzeln, kugelig bis birnförmig einzellig 8,5×8, zweizellig 12×8 (9—16×6—10), selten in Ketten und Knäueln, mit glatter, trocken bisweilen feinwarzig rauher Hülle.

Als Fäulnisbewohner, selten als primärer Schädiger, an Hack-, Halm- und Hülsenfrüchten, Zwiebel- und Kürbisgewächsen, Südfrüchten, Faserpflanzen, Beerenobst, Zierpflanzen; im Humus, auf *Psalliota*, auf Mist und in Abwässern usw. besonders in der gemäßigten Zone verbreitet.

11. *Fusarium solani* (Mart.) App. et Wr. *v. striatum* (Sherb.) Wr. (Abb. 30)

Syn. *Fusarium striatum* Sherb.

Der Pilz hält etwa die Mitte zwischen den Formenkreisen von *Fusarium solani* und *F. javanicum*. Er entwickelt verhältnismäßig

kleine Sporodochien, ferner eine Pionnotes von heller oder durch das Stroma blaugrün, olivfarben oder sepiabraun werdender Farbentönung. Konidien länglich, schwach gekrümmt, beidendig eingeschnürt, an der Basis mehr oder minder fußzellig, meist 3(0—5)-septiert:

0-sept. 10×3,4 (8,5—12,5×2,5—3,6)
1-sept. 20×3,9 meist 19—22×3,2—4,1 (14—30×3—4,7)
3-sept. 35×4,6 „ 31—42×4,4—4,6 (22—50×3,5—5,7)
4-sept. 44×4,7; 5-sept. 50×4,8 (30—61×4—5,3)

Chlamydosporen 9×7,5 (7—11×6—9).

Auf Kartoffelknollen als Fäulniserreger in den Vereinigten Staaten festgestellt; auch auf faulen Früchten von *Carica papaya* in Honduras, Mittelamerika vorkommend.

12. *Hypomyces haematococcus* (Berk. et Br.) *v. cancri* (Rutg.) Wr. (Abb. 30)

Syn. *Nectria cancri* Rutgers; *Hypomyces cancri* (Rutg.) Wr.
Nectria funtumiae Christy

Perithezien zwiebelförmig, schuppig, rot 0,34×0,28 (0,3—0,5 ×0,26—0,38) mm. Askosporen zweizellig, längsstreifig 13,4×5,7 (10—15×5—6,8). Die Konidienstufe ähnelt im Farbenbilde sowie in den Sporenformen *Fusarium solani v. striatum*, hat aber öfter eine etwas höhere Septierung. Konidien 3—5-septiert in Sporodochien und Pionnotes, bräunlich, olivfarben, braun:

0-sept. 8×3; 1-sept. 15×3,5
3-sept. 42×4,4 meist 35—46×4,3—5 (30—45×3,7—5,5)
5-sept. 52×4,7 „ 44—56×4,5—5,4 (45—55×4,2—5,5)

Der Pilz ist häufig mit Rindenfäule vergesellschaftet, aber kaum als Krankheitserreger von besonderer ökonomischer Bedeutung anzusehen. Er findet sich auf dürren Hanfschäften *(Cannabis)*, rindenfaulen Kakaobäumen *(Theobroma)*, dürren Zweigen von *Hevea*-Kautschukbäumen, Zweigen von Grapefrucht (*Citrus grandis)*, schwarzem Pfeffer *(Piper)*, Taubenerbsen *(Cajanus)* usw. in warmen Ländern Asiens, Afrikas und Amerikas.

13. *Fusarium solani* (Mart.) v. *Martii* (App. et Wr. *sub specie*) Wr. (Abb. 31)

Syn. *Fusarium Martii* App. et Wr.
Fusisporium solani Mart. pr. p.
Fusarium fuscum (Bon.) Sacc.; *Selenosporium fuscum* Bon.
Fusarium citrulli Sart., Sart. et Mey; *F. coelogynes* P. Henn.
? *Fusoma intermedium* Sart. et Bain.; *Fusarium epimyces* Cke.

Konidien länger und schlanker als bei *Fusarium solani*, im mittleren Verlaufe wenig, am Scheitel stärker gebogen, an der Basis mit Ansatzwarze, bisweilen auch fußzellig, meist 3—4(5)-, ausnahmsweise 6—7-septiert:

0-sept. 8×3,5; 1-sept. 18×4,2
3-sept. 44×5,2 meist 42—51×4,5—5,5 (31—60×4—6)

5-sept. 55×5,5 meist 46—63×4,5—5,8 (36—70×4,5—6)
7-sept. 75×5,3 (62—90×4,5—6)

Konidien in Masse bräunlichweiß, elfenbeingelb bis hellbraun, auf grünlich-blauem oder lederbraunem Stroma auch von diesen Farben durchtränkt und dann mit spangrünen, grauen, kaffeebraunen bis schwärzlichen Mischtönen. Chlamydosporen wie bei *F. solani* 9,3×8,2 (8—11×7,5—9,3).

Auf faulenden, meist unterirdischen Teilen von Hack- und Hülsenfrüchten, auch Halmfrüchten, auf Beerenobstpflanzen, Südfrüchten, Ziergewächsen, im Humus, auf Pilzen *(Scleroderma, Psalliota)*, hauptsächlich in der gemäßigten Zone verbreitet.

14. *Fusarium solani* (Mart.) *v. Martii* (App. et Wr. *sub specie*) Wr. forma 1 Wr.

Syn. *Fusarium Martii* App. et Wr. *v. minus* Sherb.
Fusarium Martii App. et Wr. *v. viride* Sherb.
? *Fusarium pestis* Sor.

Konidien 3-seltener 4-, ausnahmsweise 5-sept., kleine 0—2-sept.; 0-sept. 8×3,8; 1-sept. 17×4,5; 3-sept. 39×5 meist 30—44 ×4,5—5,5 (22—52×3,5—6); 4-sept. 46×5,2; 5-sept. 49×5,3 meist 43—57×4,3—5,5 (39—62×4,2—6).

Chlamydosporen in Konidien 8,5×6; im Myzel 10×8 (einzellig), 14×9,5 (8—22×6—12) (zweizellig). Vergleiche im übrigen bei *F. solani v. Martii*.

Verbreiteter Humusbewohner, aber auch auf faulenden Organen von Hack- und Hülsenfrüchten, Halmfrüchten, Zwiebelgewächsen, Kakteen, sowie im Humus in der heißen und auch in der gemäßigten Zone verbreitet.

15. *Fusarium solani* (Mart.) *v. Martii* (App. et Wr. sub specie) Wr. forma 2 Snyder.

Syn. *Fusarium Martii* App. et Wr. *v. pisi* F. R. Jones
Fusarium lathyri Taub.

Erreger von Stengel- und Wurzelfäule bei Gartenerbse *(Pisum)*, schwächer pathogen auf Gartenwicke *(Lathyrus odoratus)* in Nordamerika und Europa.

Konidien 3-sept. 38×4,8 (optimal 45×4,9), meist 30—46×3,9—5 (20—58×3,5—5,5), seltener 4-sept. 48×5,1 (optimal 51×5,1), meist 40—52×4,7—5,3 (38—61×4,4×5,5), einzelne 5-sept. 52×5,1 (optimal 54×5,1), meist 48—57×4,9—5,3 (45—60 ×4,7—5,5), verstreut 0-sept. 8×3,5; 1-sept. 17×4,3.

16. *Fusarium solani* (Mart.) *v. Martii* (App. et Wr. sub specie) Wr. forma 3 Snyder.

Syn. *Fusarium Martii-phaseoli* Burkholder

Erreger einer Wurzelfäule bei Vietsbohne *(Phaseolus)*, Augen-

bohne *(Vigna)* und Dolichosbohne *(Dolichos)* in Nordamerika und Europa.

Konidien 3-sept. 44×5 (33—52×4,5—5,5), seltener 4-sept. 49 × 5,1 (39—62×4,7—5,5), ausnahmsweise 5-sept. 56×5,2 (52 —62×5—5,5), verstreut 0-sept. 9×3,6 und 1-sept. 17×4,3.

17. *Fusarium solani* (Mart.) App. et Wr. *v. aduncisporum* (Weim. et Hart.) Wr.

Syn. *Fusarium aduncisporum* Weimer et Harter

Mikrokonidien gewöhnlich fehlend. Sichelkonidien wurstförmig, oft hakenartig gebogen bis fast aufgerollt, ziemlich groß, mit kegelstumpflicher bis abgerundeter oder schwach fußförmiger Basis, 0—3-, seltener 4-, ausnahmsweise 5-septiert. Konidien 3-sept. 47×5,3; 5-sept. 49×5,5; 1-sept. 29×4,2, normal 48,3×5,3 meist 39—56×5—5,6 (25—83×4,5—5,9) in Masse weißlich-sahnefarbig bis bräunlichweiß, durch die dunkelblaue, violette oder weinrote Stromafarbe manchmal verschieden verfärbt, gebläut, gebräunt oder olivfarbig.

Chlamydosporen gewöhnlich, 5—12 μ dick, glatt bis rauh, einzeln oder in kurzen Ketten.

Auf Vietsbohne *(Phaseolus vulgaris)* eine ähnliche Wurzelfäule in Kalifornien und anderen Staaten der Union (U. S. A.) erzeugend wie *F. solani v. Martii* f. 3.

18. *Fusarium solani* (Mart.) App. et Wr. *v. eumartii* (Carp.) Wr. (Abb. 31)

Syn. *Fusisporium solani* Mart. pr. p.
Fusarium eumartii Carpenter

Kleinere Konidien, einzellig oder septiert, nur spärlich vertreten, größere in Sporodochien und Pionnotes 5(3—7)-, ausnahmsweise 8-septiert:

0-sept.	8,2×3,2	meist 6—11×2,8—4,8	(5—14×2,5—5)
1-sept.	21×4,3	,, 16—25×3,7—5	(14—28×3—5,5)
3-sept.	38×5,2	,, 28—40×4,3—6	(22—63×4—6,6)
4-sept.	49×5,7		
5-sept.	59×5,8	meist 52—68×5,2—7	(36—77×5—8)
7-sept.	74×6,4	,, 65—80×5,6—7,1	(60—89×5—8)

Konidien in Massen bräunlichweiß, bisweilen durch stromatische Farben (vgl. *F. solani*) grünlich oder braun verfärbt. Chlamydosporen 7—8 μ dick wie bei *F. solani*, von dem sich der Pilz hauptsächlich durch höher septierte und darum größere Konidien unterscheidet.

Vorkommen in Nordamerika (U. S. A.) besonders als Krankheitserreger an Kartoffeln auftretend, nach Süden zu auch an subtropischen und tropischen Gewächsen (Baumwolle, Apfelsine, Kakaobaum, Kaffee) beobachtet in Amerika, Asien und Afrika.

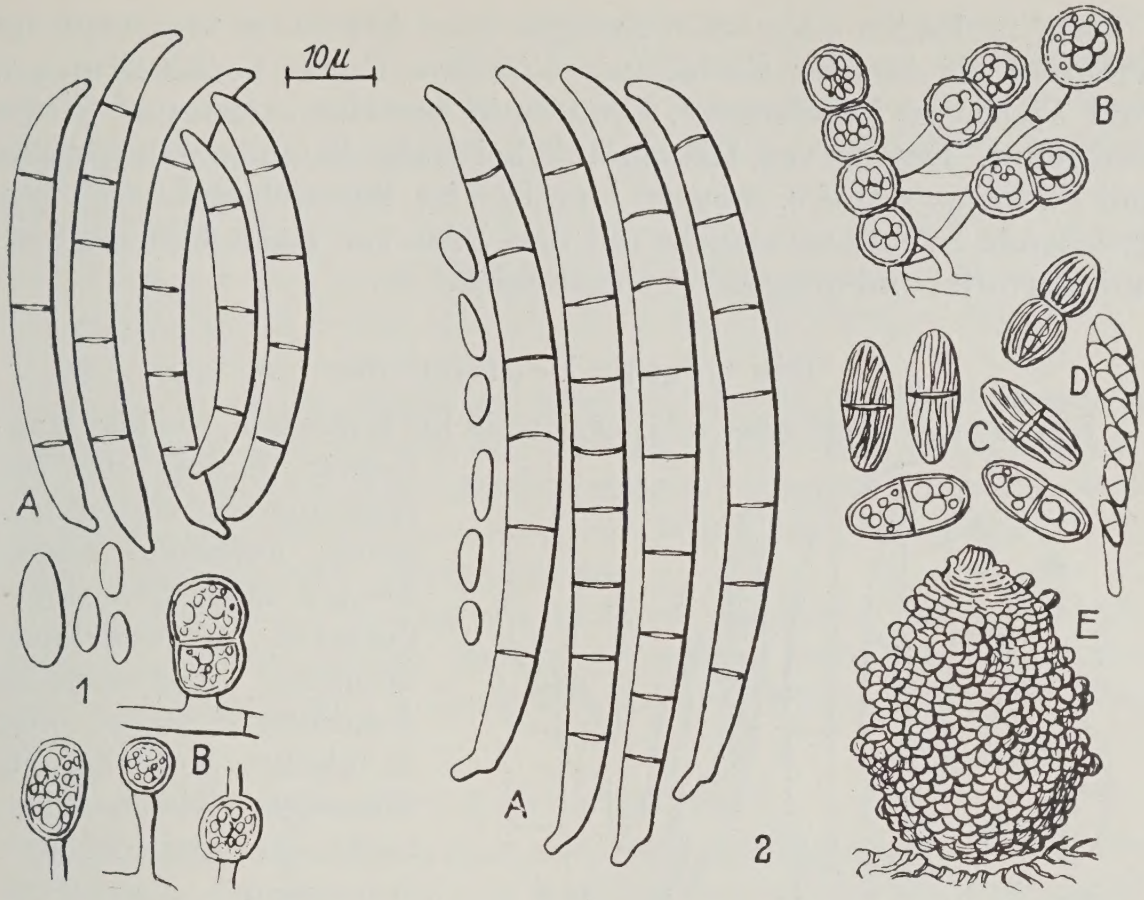

Abb. 31. XV. Gruppe *Martiella*:
1. *Fusarium solani v. Martii.* A. Makro- und Mikrokonidien. B. Chlamydosporen
2. *Fusarium solani v. eumartii: Hypomyces haematococcus.* A. Mikro- und Makrokonidien. B. Chlamydosporen. C. Askosporen. D. Askus (× 450). E. Perithezium (× 90)

19. *Hypomyces haematococcus* (Berk. et Br.) Wr. (Abb. 31)

Syn. *Nectria haematococca* Berk. et Broome; *Nectria anisophila* Pic.
Nectria citri P. Henn.; *Nectria asperata* Rehm; *Nectria luteo-coccinea* Höhn.
Nectria melanommatis Syd.; *Nectria Victoriae* P. Henn.

Perithezien zerstreut oder gesellig, zwiebelförmig, schuppig, rot, mit hellerem Mündungskegel, 0,4×0,33 (0,3—0,6×0,25—0,4) mm. Askosporen zu 8 Stück ein- oder undeutlich zweireihig im Askus, eirund, schwach längsstreifig gerunzelt, als helle bis bräunliche, schleimige, später pulverig eintrocknende Massen ausgestoßen. Sporen zweizellig 13,8×6, meist 11—16×5—6,7 (10—20×4,5—8,5). Die Konidienstufe stimmt morphologisch sowie auch im Farbenbilde mit *Fusarium solani v. eumartii* überein, hat aber in manchen Isolierungen noch etwas höher septierte, nämlich 5—7(3—9)-septierte Konidien:

0-sept. 9×3,3; 1-sept. 22×4
3-sept. 43×5 meist 30—51×4—6,2 (30—65×4—7)
5-sept. 64×5,9 ,, 54—78×5—7 (47—90×4,5—8)
7-sept. 76×6,1 ,, 62—81×4,7—7 (60—90×4,5—8)
9-sept. 87×6,1 ,, 82—93×6—7 (80—120×5—8)

Chlamydosporen 7,7 (6—9) μ dick.

Auf faulenden oder toten Zweigen (und Früchten) verschiedener Pflanzen wie *Adesmia, Caesalpinia, Cinchona, Citrus, Coffea, Murraya* und *Theobroma* in wärmeren Ländern in Amerika, Asien und Afrika verbreitet. Erreger von Rindenfäule bei Kakaobäumen. Ob der Pilz mit *Fusarium solani v. eumartii* identisch ist, läßt sich erst durch vergleichende Infektionsversuche mit dem Pilze von Kakaobäumen usw. auf Kartoffel und umgekehrt entscheiden.

Die Gruppe Ventricosum

Stroma hell, weiß oder schmutzigweiß bis tonfarben, flockig, langfaserig, locker oder koremiumartig verbunden, zottig aufrecht, ausgebreitet, nicht in fest begrenzten tuberkulariaähnlichen Sporodochien. Konidien zerstreut oder in falschen Köpfchen als tauartiger Niederschlag, nicht in ausgedehnten Schleimen abgelagert, von keilförmiger Gestalt, derbhäutig, deutlich septiert, sahnefarbig bis bräunlichweiß. Chlamydosporen terminal, zahlreich. Nur eine bekannte Art: *Fusarium argillaceum* (Fr.) Sacc. Als Schlauchform dieses Pilzes ist *Hypomyces solani* Rke. et Berth. nachgewiesen (Abb. 32).

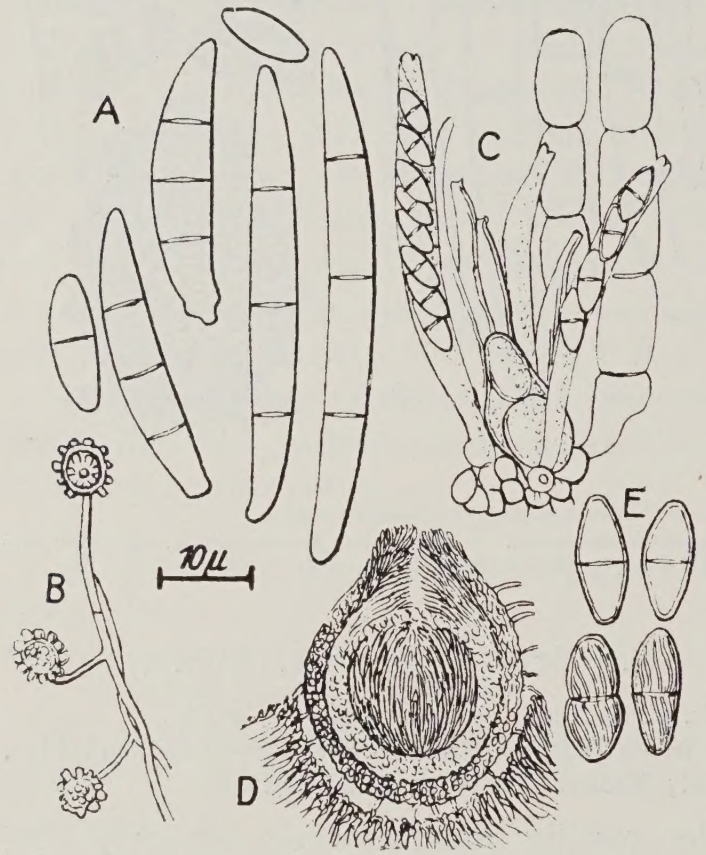

Abb. 32. XVI. Gruppe *Ventricosum*: *Fusarium argillaceum: Hypomyces solani*. A. Mikro- und Makrokonidien. B. Chlamydosporen. C. Asken mit Paraphysen (× 450). D. Perithezium im Längsschnitt (× 90). E. Askosporen

Fusarium argillaceum (Fr.) Sacc. (Abb. 32)

Syn. *Fusisporium argillaceum* Fr.
Fusarium cuneiforme Sherb.
Fusarium ventricosum App. et Wr.

Stroma rasenartig ausgebreitet, unten gallertig, oben watte- oder moosartig, flockig, locker, hochstrebend, büschelig, langfaserig, oft koremiumartig verbunden und zottig ausstrahlend, weiß bis sahnefarben, bei fortschreitender Zersetzung des Substrates bisweilen tonfarbig oder grau werdend. Konidien an der Spitze langer schraubelartig oder regellos verästelter, meist sparrig auseinanderstrebender Träger abgeschnürt, keilförmig bis spindelig-sichelförmig, in der Mitte

oft bauchig aufgetrieben, nach den kegelstumpflich abgestutzten oder abgerundeten Enden zu allmählich verschmälert, an der bisweilen plump fußartig gestalteten Basis etwas eingeschnürt oder mit einem Zäpfchen versehen, derbhäutig, kräftig septiert, gewöhnlich 3-, seltener 1(0, 2, 4—6)-septiert:

0-sept. 10×4,5
1-sept. 21×5,5 meist 18—35×5—6,1 (14—43×5—7,5)
3-sept. 35×6 meist 34—52×5,2—8,9 (24—67×4—11)
5—6-sept. 44—107×5—9

Sie sammeln sich in Tröpfchen oder am Grunde des Myzelrasens als sahnefarbiger Niederschlag an. An der Spitze alter Konidienträger oder an seitlichen Aussprossungen dickerer Hyphen entstehen runde bis ovale Chlamydosporen von 6,8 (5—12)μ Dicke, mit glatter, in der Reife unzeliger oder zackiger Hülle.

Vorkommen auf faulenden Kartoffeln *(Solanum)*, Tomaten *(Lycopersicum)*, Rüben *(Beta)*, Melonen *(Cucumis melo)* sowie im Ackerboden, in Europa und in Nordamerika. Die Schlauchform des Pilzes ist:

Hypomyces solani Rke. et Berth. (Abb 32)

Perithezien einzeln auf dem alten, zusammengesunkenen, teilweise gallertigen oder faserig-zottigen Konidienstroma ziemlich lose haftend, flaschen- bis umgekehrt birnförmig, hellpurpurrot mit mehr oder minder langem, hellerem, orangefarbigem Hals oder etwas kopfartig vortretendem Mündungskegel, mit zarter pseudoparenchymatischer Hülle, deren äußere Schichten gerötet sind, während die inneren farblos bleiben, 0,47×0,27 meist 0,39—0,56×0,23—0,32 (0,2—0,65×0,16—0,4) mm. Schläuche 4—8-sporig. Sporen undeutlich einreihig, in bräunlichen Ballen ausgeschleudert, oval-ellipsoidisch, mit feiner Punktstreifung, 1-septiert 12,9×5,6 meist 11—15×5,1—6,5 (9—18×4—9) [nach der Originaldiagnose 13—16×7—8]. Konidien und Chlamydosporen vergleiche unter *Fusarium argillaceum* (Abb. 32). Vorkommen auf faulenden Kartoffeln in Gesellschaft von Spaltpilzen und Fadenpilzen, nicht selten, in Europa. Im ganzen wohl von geringer ökonomischer Bedeutung.

Fusarium-Pathologie

1. Fusarien als Erreger von Krankheiten auf Pflanzen, angeordnet in alphabetischer Reihenfolge nach den botanischen Namen der Pflanzengattungen und -Arten

Abaca s. ***Musa textilis.***

Acajoubaum s. ***Anacardium.***

Acer negundo, Eschen-Ahorn.

Rote Flecken im Holz. Aus Europa (1) und Nordamerika (2) bekannte, von der Wurzel bis ins Geäst greifende Verfärbung im Holz lebender Bäume, hauptsächlich im Kernholz auftretend, jedoch auch im inneren und vereinzelt noch im äußeren Splintholz nachzuweisen. Obgleich man es hier nicht mit Holzfäule, sondern nur mit einem Schönheitsfehler zu tun hat, ist die Verfärbung ebenso unerwünscht wie die bekannte z. B. durch *Ceratostomella (Graphium)* erzeugte Blaufäule im Splintholz von Nadelbäumen. Vermindert sie auch nicht gerade die Festigkeit des Holzes, so macht sie es doch für manche Verwertungszwecke unbrauchbar und drückt daher den Preis des Nutzholzes herab. — Erreger: *Fusarium reticulatum v. negundinis.* Der Pilz entwickelt einen blut- bis karminroten löslichen Farbstoff, der die vom Myzel durchsetzten Tracheen, Tracheïden und Zellen rötet sowie in die Zellfaser eindringt, in der er haftet. Die Rötung wechselt (3), vertieft sich oft nach dem Kernholz zu und verblaßt oder wird stumpfer mit zunehmender Austrocknung.

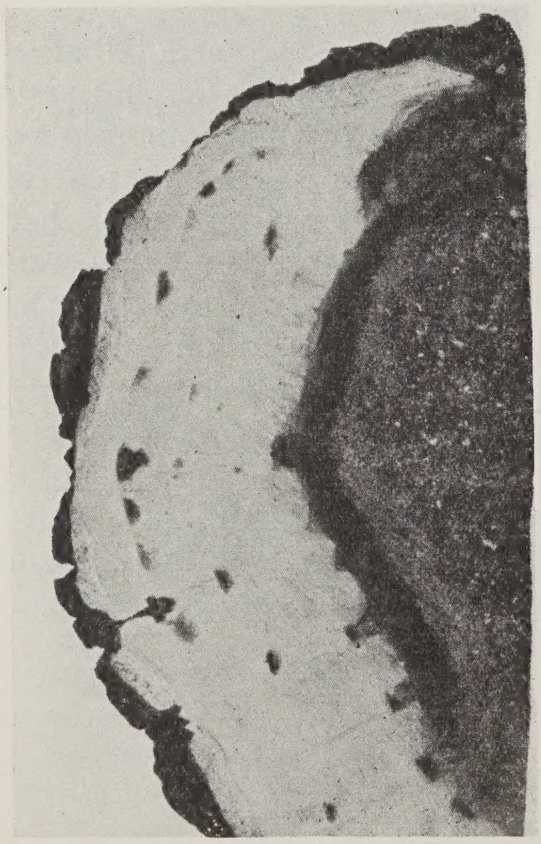

Abb. 33. Rote Flecken im Holz des Eschen-Ahorns, *Acer negundo.* Erreger: *Fusarium reticulatum* v. *negundinis.* Das Splintholz zeigt zerstreute Stippflecken, die der gewöhnlich von Wasserruten aus in den Stamm eingedrungene Pilz erzeugt. Die Herzfäule im Kernholz ist durch *Fomes applanatus* verursacht. Sie wird durch ein von dem Fusarium besiedeltes dunkelrotes Band gegen das gesunde (helle) Holz abgegrenzt. (Nach Hubert)

In Vergesellschaftung mit Herzfäule durch holzzerstörende Basidiomyzeten erscheint die fusariöse Holzröte häufig am Rande des Faulherdes, mit dem Fortschritt der Zerstörung auch zwischengelagert (Abb. 33). Die Infektion wird durch mancherlei Wunden, Fraß-Beschädigungen, Windbruch usw. erleichtert, die Sporenverschleppung durch Kleintiere, Vögel, Wind, um nur einige Möglichkeiten zu nennen. — Bekämpfung: Durch Maßnahmen der Verhütung: Baumpflege in Schmuckanlagen, insbesondere Wundbehandlung; im Walde durch Verbrennen befallener Rückstände nach dem Fällen der Bäume sowie schnelle Abfuhr und Verwertung rotfleckiger Hölzer (3).

(1) Eidam, E., Blaugrün gefärbtes Holz von Birken und Buchen und blut- bis carminrot gefärbtes von *Acer negundo*. Jahresber. Schles. Ges. Vaterl. Cult. **58** (1880): 188—189, 1881.

(2) Hubert, E. E., The red stain in the wood of boxelder. Journ. Agr. Res. **26**: 447—457, 1923.

(3) Ähnliche, aber blassere Verfärbungen finden sich im Holz von Pappel *(Populus)*, Kiefer *(Pinus sp.)*, Tulpenbaum *(Liriodendron tulipifera)*, *Bursera simaruba*, violette Flecken im Holz von *Syringa vulgaris* usw. Hier kommen aber wohl auch andere Erreger in Frage. Wegen rosafarbener *(Fusarium roseum)* und olivgrüner Flecken im Kiefernholz siehe unter *Pinus*.

Algae, Algen.

Grünalgen (z. B. *Vaucheria*, *Cladophora*) und Spaltalgen *(Cyanophyceen)* erkrankten nach künstlicher Infektion im Laboratorium durch *Fusarium graminearum (Gibberella Saubinetii)* (1). Befall in der Natur nicht beobachtet.

(1) Palm, B. T., Algae as additional hosts of pathogens to angiosperms (preliminary note). Zentralbl. f. Bakt. II. Abr. **87**: 229—233, 1932.

Alligatorbirne s. ***Persea.***

Allium, Zwiebel.

Zwiebelfäule (Wurzelröte und Fußkrankheit). Vorkommen im Zwiebelbau aller Länder, in Nordamerika (1—3), Asien (4), Afrika (5), auf den Azoren und in Europa (1, 2, 6). Verluste durch schlechtes Auflaufen der Saat, Eingehen junger Pflanzen in Saatbeeten und älterer im Freiland, Zwiebelfäule auf Feldern und beim Erntegut. Verluste von 5—20% im Saatbeet, von 50—90% Befall im Freien und große Ernteeinbußen werden gemeldet. Die Wurzeln der häufig von infizierten Samen aus erkrankten Sämlinge leiden zuerst und werden gelbrosafaul. Dann erkrankt der Zwiebelgrund, die Schuppen faulen, und die Pflanze zeigt Blattspitzen-Vergilbung. Das faulende Zwiebelfleisch wird lederrotbraun bis haselgraubraun, trocken mehlig, weiß- oder rosaschimmelig, schließlich mumienartig verhärtet (Abb. 34). Bei Nebeninfektion mit Bakterien wird auch Naßfäule beobachtet. Solche Zwiebeln sind übelriechend. Schwach befallene Zwiebeln geraten nach der Ernte mit ins Lager und verderben dort. — Erreger: *Fusarium oxysporum* f. 7 *(F. cepae* Hanz. em. Lk. et Bail.) (Abb. 27),

F. vasinfectum v. zonatum f. 1 und f. 2 (1, 2) (Abb. 35). Die Pilze gedeihen bei 26 (25—28 Min. 4, Max. 35) ° C bei erheblichen Schwankungen der Reaktion im Boden und Zwiebelsaft (P_h 2,2—8,4), so daß der Befall auf dem Felde besonders durch warmes Wetter gegen Ende

Abb. 34. Lagerfäule der Speisezwiebeln (*Allium*) durch *Fusarium vasinfectum* v. *zonatum* f. 1 und f. 2. Typischer Verfall unter Gewebeschrumpfung und sichtbarer Verschimmelung. Im Infektionsversuch mittels Einführung von Sporen durch Nadelstichwunden in die Zwiebelbasis erzielt. (Nach Walker und Tims)

der Wachstumszeit begünstigt wird. Andere, bisweilen als Erreger genannte Pilze aus dem Formenkreise von *F. solani (F. Malli)* (3) und *F. bulbigenum (F. cromyophthoron)* sind kaum von Bedeutung. Fußkranke Zwiebeln halten sich schlecht, besonders bei warmer Aufbewahrung. Sie faulen bei Temperaturen oberhalb 20 °, langsamer bei 15 °, weniger bei 8—12 °, keimen aber dann vorzeitig. — Bekämpfung: Durch Aussetzen (4 Jahre) des Zwiebelbaues auf verseuchten Feldern, Wechsel der Anbaufläche, Verwendung gesunder oder mit Sublimat (0,1—0,2%, 15 Minuten) gebeizter Saat möglichst resistenter, gelber, weißer oder roter Sorten (z. B. Bermuda-Zwiebeln) in krankheitsfreie, wenn nötig entseuchte Anzuchterde und Berücksichtigung der Erfahrungen mit anderen *Allium*-Arten: Knoblauch *(A. sativum)*, Porree *(A. porrum)* und Schalotten *(A. cepa v. multiplicans)* leiden nur in sehr stark verseuchten Böden unter Wurzel- aber nicht Zwiebelfäule. Schnittlauch *(A. schoenoprasum)* ist anscheinend immun. Von Johannislauch *(A. fistulosum)* bewähren sich weiße englische Welsh-Zwiebeln, während rote französische Welsh-Sorten mäßigen Befall erleiden. Die Erreger gehen nicht über auf Zier-

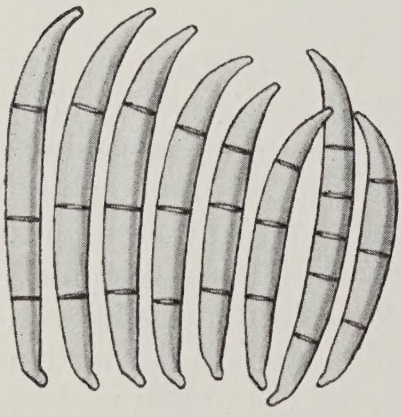

Abb. 35. *Fusarium vasinfectum* v. *zonatum* f. 1. Vergr. 900. Erreger von Zwiebelfäule (*Allium*)

pflanzen, verwandte *Liliaceen* wie *Iris, Freesia, Agapanthus, Ornithogalum* und *Tritonia.*

Lagerfäule. Von ähnlicher Verbreitung wie Fußkrankheit, der sie oft nachfolgt, mit wechselnden Verfärbungen des Faulfleisches von Kastanienrotbraun nach Lederbraun und Haselgraubraun, je nach Feuchtigkeitsgehalt des Gewebes und der Außenluft, Wärme, Erreger usw. verschieden stark fortschreitend, bei Hinzutritt von Bakterien auch als Naßfäule auftretend, sonst mehlig, häufig weiß- oder rosaschimmelig, dann lederig hart bei Eintrocknung. — Erreger: Außer den als Ursache der Zwiebelfäule genannten Pilzen schädigen noch folgende Fäulniserreger: Gewisse Pilze aus dem Formenkreise von *F. orthoceras, F. oxysporum, F. avenaceum, F. lateritium, F. moniliforme, F. javanicum* und *F. solani*, die letzteren oft unter Mitwirkung von Bakterien-Naßfäule. — Bekämpfung: Durch kühle, luftige, nicht zu trockene Aufbewahrung, Bevorzugung möglichst lagerfester Zwiebeln von gesunden, insbesondere fußkrankheitsfreien Feldern. Vielleicht wirkt auch (gegen *Botrytis* bewährtes) schnelles Trocknen der Lagerzwiebeln unter Durchleitung heißer (73—84 °C) Luft. Farbige Sorten enthalten in der Außenschale pilzwidrige, auch gegen *Fusarium* wirkende Stoffe, die also die Schale schützen, aber nicht das Innere gegen auf anderem Wege (Fußkrankheit) eingedrungene Fäulniserreger.

(1) Walker, J. C. and Tims, E. C., A Fusarium bulb rot of onion and the relation of environment to its development. Journ. Agr. Res. **28**: 683—694, 1924.

(2) Link, G. K. K. and Bailey, Alice A., Fusaria causing bulb rot of onions. Ebenda **33**: 929—952, 1926.

(3) Taubenhaus, J. J. and Mally, F. W., Pink root disease of onions and its control in Texas. Texas Agr. Exp. Sta. Bull. 273, 42 pp. 1921.

(4) Hanzawa, J., Fusarium cepae, ein neuer Zwiebelpilz Japans, sowie einige andere Pilze an Zwiebelpflanzen. Mycol. Centr. 5: 4—8, 1914, ic.

(5) Du Plessis, S. J., Pink root and bulb rot of onions caused by F. cepae. Hanz. em. Link et Bailey. Union of S. Africa. Sci. Bul. 124, 26 pp. 1933. Dept. Agr. Stellenbosch-Elsenburg, Coll. Agr. Univ. Stellenbosch. Science Bul. 16, 26 pp. 1933.

(6) Feekes, F. H., Onderzoekingen over schimmelziekten van bolgewassen. Thesis, Univ. Utrecht, 93 pp., Baarn, Hollandia-Drukkerij, 1931 (Engl. Auszug).

Alpenveilchen s. ***Cyclamen.***

Amorphophallus, Dickkolben, japanisch *„Konnyaku"*.

Trockenfäule der Lagerknolle. Die Knollen dieser stärkeliefernden Aracee, namentlich des *Amorphophallus Rivieri v. konjac* (C. Koch) Engl. (= *A. konjac* C. Koch), leiden in Japan (1) unter einer gewöhnlich sehr langsam fortschreitenden Trockenfäule. Zuerst sieht man kleine runzelige, eingesunkene Flecken, unter denen die Fäulnis Platz greift, um schließlich die ganze Knolle zu verderben, die dann einschrumpft und verhärtet (mumifiziert). Außen erscheinen weiße Schimmeltupfen. — Erreger: *Fusarium solani* zusammen mit Spaltpilzen (Bakterien), ohne die der genannte, verbreitete Boden-

und Fäulnisbewohner wohl kaum ernstlich angreifen kann. — Bekämpfung: Sorgfältiges Verlesen der Erntevorräte und kühle Lagerung.

(1) Kasai, M., Fusarium solani (Mart. pr. p.) App. et Wr. as the causal agency of dry rot in the ‚Konnyaku' corms. Ber. Ohara Inst. Landw. Forsch. **2**: 463—472. 1924.

Anacardium occidentale, Acajoubaum, Cashew-Nuß.

Umfallkrankheit. Ein Sämlingssterben führte in Uganda, Afrika (1) zu starken Verlusten bis zu 100% im Saatbeet. Der Wurzelhals erkrankter Pflanzen wird weich und braunfaul. Etwas Braunstreifigkeit findet sich hier wie an einzelnen befallenen Wurzeln. Die Pflanzen fallen um, welken und sterben ab. — Erreger: *Fusarium sp.* Der im Infektionsversuch als Ursache erkannte Pilz ähnelt dem heute zum Formenkreise des *F. vasinfectum* gerechneten Welkeerreger von *Sesamum indicum* (siehe dort). Er findet sich in den Samen und führt durch seine Gegenwart hier wahrscheinlich schon zu einer Schwächung ihrer Keimkraft. Nach der Keimung befällt er Wurzelhals und Wurzel, die Außenschichten bevorzugend, also nicht eigentlich gefäßparasitär vordringend. Eine Reihe von Nutzpflanzen anderer Gattungen erwiesen sich im Infektionsversuch als anfällig gegen den Schadpilz, am meisten im Vergleich mit *Anacardium* noch Australische Seideneiche (*Grevillea robusta*) und Aprikosenjambuse (*Eugenia jambos*); ferner litten, wenn auch weniger, Gelbe Mombinpflaume (*Spondias lutea*), welche ebenfalls zu den Anacardiaceen gehört, Japanische Mispel (*Eriobotrya japonica*), Mangobaum (*Mangifera indica*) und *Cajanus indicus*; außerdem noch Schwarzkümmel (*Nigella*), einige Zierpflanzen wie Rittersporn (*Delphinium*), Löwenmaul (*Antirrhinum*), Nelke (*Dianthus*), letztere beiden in Verbindung mit Wurzelälchenbefall (*Heterodera radicicola*) und *Cosmos*.

(1) Small, W., On the occurrence of a species of Fusarium in Uganda. Kew Bulletin of Miscellaneous Information 1922: 269—291, 1922.

Ananas sativus, Ananas.

Fusarium-Befall an Scheinfrüchten, Herzblättern und Wurzeln ist im allgemeinen ohne Bedeutung, jedoch hie und da beobachtet an geschädigter Handelsware oder an der wachsenden Pflanze, in letzterem Falle jedoch nur in Verbindung mit großer Bodennässe und sonst ungünstigen Standortsbedingungen. — Erreger: *Fusarium moniliforme* und *F. moniliforme v. subglutinans* sind an Herzblättern oder in Faulstellen des Speichergewebes festgestellt (1), nicht näher bestimmte, aber im Infektionsversuch vereinzelt als schwache Wurzelschädiger nachgewiesene Fusarien in kranken, unter Bodennässe leidenden unterirdischen Organen welkekranker Ananaspflanzen (2). — Bekämpfung: Durch Vorsicht beim Versand und Abstellung von Bodenmängeln, Dränage usw.

(1) Reinking, O. A. and Wollenweber, H. W., Tropical Fusaria. Philippine

Journ. Sci. **32**: 153, 1927; Phytopathology **15**: 163, 1925. — Wollenweber, H. W., Fusarium-Monographie. Zeitschr. f. Parasitenkunde **3**: 392; 397, 1931.

(2) Sideris, C. P., Pineapple root rots caused by species of Fusarium. Abs. in Phytopathology **19**: 1146, 1929.

Andropogon sorghum = *Sorghum vulgare* = *Holcus sorghum*, Mohrenhirse.

Ährenschimmel ist ziemlich häufig auf der unter dem Namen Guineakorn in Sierra Leone, Afrika, angebauten Mohrenhirse, insbesondere in nassen Lagen (1). Infolge Verschimmelung der Ähren schrumpfen die Körner und werden oft dunkelfarbig. — Erreger: *Fusarium avenaceum*. Im Tanganyika-Gebiet ist *F. moniliforme* (2) auf *Sorghum* festgestellt, und in Südafrika *F. culmorum* auf von Brand befallenen Ähren.

Andropogon ischaemon, Bartgras. Auf diesem Grase finden sich *Fusarium avenaceum* und *F. culmorum* ebenfalls als Ähren-Schimmelpilze in Südeuropa, und der erstere Pilz auch auf Spelzen und Stielchen des Sudangrases, *A. sorghum v. sudanense*, in Haiti (Republik St. Domingo) (3).

(1) Deighton, F. C., Rept. Mycol. Section. Ann. Rept. Lands and Forests Dept. Sierra Leone f. 1928, p. 14—19, 1929.

(2) Wallace, G. B., Ann. Rept. Dept. Agr. Tanganyika Territory 1928/29, part 2, p. 35—36, 1930.

(3) Ciferri, R. y Gonzalez, Fragoso R., Hongos parásitos y saprofitos de la República Dominicana (8ª serie). Bol. R. Soc. Española Hist. Nat. **26**: 491—499, 1926.

Apfel s. ***Pirus malus.***

Apfelsine s. ***Citrus.***

Apium graveolens, Sellerie.

Welkekrankheit. Diese auch als Gelbsucht („yellows") bezeichnete nordamerikanische Welke schädigt Bleichsellerie-Sorten in einigen an der atlantischen Küste liegenden (New Jersey, Connecticut, Massachusetts), in anderen (Michigan, Ohio, Indiana) an die Großen Seen grenzenden Staaten und an der pazifischen Küste (Kalifornien) der Union (U. S. A.) (1—6). Die Blätter befallener Pflanzen bleiben bisweilen kurz und sind abnorm verdickt, die Gefäßbündel gerötet; die Wurzelfasern faulen an den Enden. Kleine, innere Trokkenfaulstellen an der Basis der Pflanze können später in Verbindung mit leichten Welkemerkmalen bei heißem Wetter auftreten. Entsprechend den verschiedenen Kennzeichen spricht man von Welke (wilt), Gelbwerden (yellows), Kronen- oder Wurzelfäule. Die Ausfälle hierdurch sind in manchen Jahren beträchtlich.

Zwei Formen der Krankheit sind aus Michigan und eine dritte aus Kalifornien beschrieben (3). Die erste Form ist durch eine zwischen den Rippen beginnende und schließlich auch die Rippen selbst ergrei-

fende, ohne Blattkräuselung verlaufende Vergilbung der Blattspreite gekennzeichnet. Bei der zweiten Form krümmen sich die Fiederblättchen abwärts und schwindet das Blattgrün von den Rippen und einer schmalen, bandartigen angrenzenden Zone, während die übrige Blattfläche viel langsamer oder gar nicht ausbleicht. Bei der dritten Form fehlen Kräuselung und Ausbleichung, und die Pflanzen bleiben zwergwüchsig. Übergänge zwischen den Merkmalen der Krankheitsformen kommen vor. Temperaturen von etwa 28 (20—32) °C begünstigen den Befall. — Erreger: *Fusarium orthoceras v. apii (F. apii)* und *F. orthoceras v. apii* f. 1 *(F. apii v. pallens)* (Abb. 36). Außer diesen morphologisch miteinander übereinstimmenden Vertretern schädigt noch ein anscheinend von ihnen abweichendes, aber noch nicht benanntes *Fusarium* (4). — Bekämpfung: Durch Anbau resistenter Sorten (5—6). In Ohio zeigte sich die grüne Sorte „Columbia" resistent, auch „Michigan Golden", eine durch Auslese aus der hochwüchsigen „Golden Self Blanching" erzielte Sorte. Von mäßiger Widerstandsfähigkeit waren die zwischen rein grünen und gelben Formen die Mitte haltenden Sorten „Florida Golden und Golden Prize" sowie sogenannte kurzstämmige Sorten z. B. „Golden Plume". Die Bemühungen, die Erfolge zu verbessern und marktgängige, gesund bleibende Sorten zu erhalten, werden fortgesetzt.

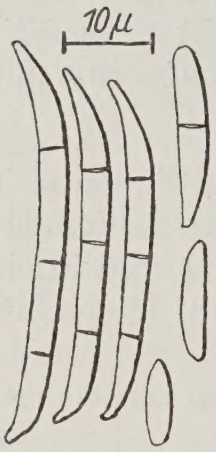

Abb. 36. *Fusarium orthoceras* v. *apii (F. apii)*, Erreger der Welkekrankheit des Selleries *(Apium graveolens)*. Vergr. 900

(1) Coons, G. H. and Nelson, R., Celery yellows. Abs. in Phytopathology **11**: 54, 1921.

(2) Thomas, R. C., A Fusarium disease of Celery. Monthly Bull. Ohio Agr. Exp. Sta. **9**: 88—90, 1924.

(3) Nelson, R. and Cochran, L. C., Three forms of the Fusarium wilt of celery. Abs. in Phytopathology **5**: 29, 1935.

(4) Nelson, R. and Cochran, L. C., Taxonomy of the Fusaria that cause celery wilt (yellows). Abs. in Phytopathology **25**: 29, 1935.

(5) Nelson, R. and Cochran, L. C., Breeding Fusarium yellows-resistant celery. Abs. in Phytopathology **23**: 25, 1933.

(6) Wilson, J. D., Celery yellows in Ohio. Ohio Agr. Exp. Sta. Bimonthly Bull. **168**: 109—115, 1934.

Aprikose s. ***Prunus armeniaca.***

Arachis hypogaea, Erdnuß.

Fußkrankheit. Aus Georgia (U. S. A.) gemeldet (1). Mehr oder minder große Standlücken (10—38%) entstehen infolge Erkrankens und Absterbens der Sämlinge auf befallenen Feldern. — Erreger: *Fusarium solani v. Martii* f. 3 (= *F. Martii-phaseoli*) wird als Ursache angegeben (1). — Bekämpfung: Ersatz der anfälligen Sorte „White Spanish" durch „Alabama Runner" oder andere widerstandsfähige Sorten.

Welkekrankheit. In verschiedenen Ländern Afrikas z. B. Gambia, Uganda (2) und Kenya festgestellt. Auftreten flecken- oder bestandsweise, bei starkem Befall infolge Bodenverseuchung völliges Mißlingen des Erdnußbaues. — Erreger: Ein nicht näher beschriebenes *Fusarium*, das vielleicht zum Formenkreise des *F. vasinfectum* gehört (2). Infektionsversuche mit ihm führten binnen Monatsfrist zum Welken und Absterben der Pflanzen. — Bekämpfung: Durch Wechsel der Anbaufläche und Verwendung gesunden Saatguts möglichst und widerstandsfähiger Sorten.

(1) Miller, J. H. and Harvey, H. W., Peanut wilt in Georgia. Phytopathology **22**: 371—383, 1932.

(2) Hansford, C. G., Ann. Rept. of the Government Mycologist f. 1926/27, Uganda Dept. Agr. p. 37—42, 1928. Ebenda f. 1933 (Part II), p. 48—50, 1934.

Asparagus. Spargel.

Fußkrankheit beim **Treibspargel,** *Asparagus officinalis.* In deutschen Spargelfeldern (1) äußert sich diese Krankheit durch Vergilben und vorzeitiges Absterben der Stauden, deren Brutknospen und Wurzelstock ebenfalls zerstört werden können, so daß die Pflanzen eingehen. Mehr oder minder große Lücken in den Beständen mancher Anlagen sind die Folge. Außen sieht man am Wurzelhals und Stengelgrund 10—20 cm lange braune Streifen, innen mit Rot untermischte Verfärbungen des Markes. — Erreger: *Fusarium culmorum.* Der Pilz dringt meist durch Wunden in den unterirdischen Stengel ein, stößt dann ins Mark vor, dessen weichlich-schwammiges Gewebe ihm wenig Widerstand bietet, und breitet sich nach unten und oben aus. Außen am absterbenden Stengel entstehen die Fruchtlager, deren Sporen auf gesunde Spargel verstäuben können. Ein nicht näher bestimmtes, aber durch Infektionsversuche als Erreger einer Spargel-Fußkrankheit nachgewiesenes *Fusarium* bewirkt in New Jersey (U. S. A.) (2) eine Fäule mit Aufplatzen der Rinde am Wurzelhals und Zwergwuchs der Staude bei frühem Befall. — Bekämpfung: Rechtzeitige Vernichtung kranker Stauden zur Verhütung einer Ausbreitung der Seuche.

(1) Tempel, W., Starkes Auftreten der Fußkrankheit des Spargels. Obst- und Gemüsebau **75**: 241, 1929.

(2) Cooke, M. T., Dwarf Asparagus. Phytopathology **13**: 284, 1923.

Wurzelfäule beim **Zierspargel,** *Asparagus plumosus* und *A. Sprengeri.* In Gewächshäusern sind vereinzelt Fusariosen beobachtet, z. B. bei *A. plumosus* in England (3) und bei *A. Sprengeri* in Deutschland. Die kranken Pflanzen lassen die Blätter fallen, wachsen nicht mehr und sterben ab. Wurzeln und Brutknospen zeigen Fäulniserscheinungen. — Erreger: *Fusarium moniliforme* wurde bei *A. Sprengeri* festgestellt und kommt als Ursache dieser noch nicht näher erforschten Krankheit in Frage, ob auch bei *A. plumosus*, bleibt zu ermitteln. Der Pilz fehlt in Ländern mit kühlem Klima im Freien so gut wie ganz und

ist wahrscheinlich wie *Sclerotium Rolfsii* u. a. m. mit Importen aus wärmeren Ländern eingeschleppt.

(3) Mycological Investigations. Fifteenth Ann. Rept. Cheshunt Exp. & Res. Sta. Hertfordshire 1929, p. 37, 1930.

Aster s. ***Callistephus.***

Augenbohne s. ***Vigna.***

Avena, Hafer.

Lagerhaferschäden. Nicht nur Hafer, sondern auch Gerste, Roggen, Weizen und Mais werden bei feuchter Beschaffenheit dumpfig, wenn das Erntegut nicht richtig behandelt wird. Bei einem Wassergehalt unter 13% bleibt das Lagergetreide gesund. Übersteigt der Feuchtigkeitsgehalt dagegen 15%, so ist es in Gefahr zu verschimmeln. Wird es noch feuchter (18—20%), so gedeihen zahlreiche Spaltpilze und Fadenpilze, darunter auch Fusarien auf dem Korn und entwerten es. — Erreger: *Fusarium culmorum*, *F. avenaceum* (1) und andere Arten geraten nicht nur als oberflächlich anhaftende Pilze mit der Ernte in die Vorräte, sondern finden sich auch als eingewachsenes Myzel an Bruchkörnern und krankem Hafer. Kommt die Ernte bei ungünstiger Witterung herein, so entwickeln sich die eingeschleppten Pilze im Lager weiter, fruchten und werden beim Umschaufeln verbreitet. — Abwehr: Durch kühle, luftige, nicht zu hochgeschichtete Lagerung, häufiges Umschaufeln, wenn nötig künstliche Trocknung, Vermischen mit Holzkohlepulver, das den dumpfigen Geruch aufnimmt und dann mit der Windfege wieder entfernt wird, läßt sich der Entwertung steuern. Bei starkem Befall kann die Dumpfigkeit auch durch Behandlung mit 2%iger Schwefelsäure beseitigt werden (Behandlungsdauer bei Hafer und Gerste 7—8 Stunden, bei Roggen und Weizen 4—5 Stunden, dann sorgfältig nachwaschen, damit die letzten Säurespuren wieder verschwinden). Solche Vorräte eignen sich, auch wenn sie noch gute Keimfähigkeit aufweisen, nicht mehr zur Saat, da sie keine vollwertige Ernte bringen. Sie können nur noch, mit gutem Futter in kleinen Mengen vermischt, für das Vieh verwendet werden.

Haferflocken-Verfärbung. Rotfleckige, verpilzte Haferkörner führen, wenn sie in größerer Anzahl in die Handelware geraten, zu Absatzschwierigkeiten und zur Beanstandung von Lieferungen besonders seitens der Betriebe, die Hafer für Nahrungsmittelzwecke verarbeiten. Sollen die Vorräte für Haferflocken oder „Quaker oats" Verwendung finden, so muß der Hafer tadellos sein. Bei geringem Befall wird aber die Schädigung manchmal übersehen. Riecht das zerquetschte Handelserzeugnis (Haferflocken) oder das Hafermehl muffig und schmeckt widrig, so wird es vom Verbraucher mit Recht zurückgewiesen. Der Vorwurf fällt auf die Haferflockenfabriken zurück, die sich wiederum beim Lieferanten und Erzeuger schadlos zu halten suchen. — Ur-

sache: *Fusarium poae, F. sporotrichioides* und *F. avenaceum* sind aus rosig- bis rotfleckigem, beanstandetem Hafer isoliert worden. Die Pilze bilden rotes gelbes oder weißes Myzel und finden sich im Korn oder oberflächlich an der Hülle. Sie fruchten mit Konidien, die als orangefarbige Sporenschleime abgelagert und, als rosiges Pulver eingetrocknet, leicht verstäubt werden. Die Pilze sind in allen Getreidebauländern vertreten. Manche Gebirgshafersorten sind dem Befall besonders ausgesetzt, namentlich in feuchten Jahren und bei nassem Erntewetter. — Verhütung: Durch Sorgfalt in der Auswahl der Bezugsquellen. Befallene Ware ist ungenießbar und hat höchstens noch Futterwert. Bestehen Zweifel darüber, ob ein Schaden vorliegt, hole man den Rat von Sachverständigen ein.

Fusariosen am **wachsenden Hafer.** Siehe unter *Triticum* und *Secale.*

(1) Richter, H., Das Dumpfigwerden und Verschimmeln des Getreides. Mitt. Gesellsch. f. Vorratsschutz 7: 2—5, 22—23, 1931.

Avocado s. ***Persea.***

Balsaholz s. ***Ochroma.***

Banane s. ***Musa.***

Batate s. ***Ipomoea.***

Baumwolle s. ***Gossypium.***

Bengalischer Hanf s. ***Crotalaria.***

Beta vulgaris, Zuckerrübe.

Welke. Bisher nur aus Nordamerika (U. S. A.) (1) bekannte, mit Welken, Vergilben der Blätter und Gefäßverfärbung im Innern einhergehende Sämlingskrankheit. Eine echte Welke erwachsener Rüben scheint nicht aufzutreten, doch wirkt der Sämlingsbefall nach, so daß die Blätter durchhaltender Pflanzen frühzeitig gelb werden und verdorren. Erntegewicht und Zuckergehalt können dadurch erhebliche Einbuße erleiden. Infizierte Sämlinge entwickeln eine typische Welke mit oder ohne Blattvergilbung. Von der als Umfallkrankheit bekannten Sämlingsfäule unterscheidet sich die Welke durch das Fehlen äußerer Merkmale an Wurzel und Wurzelhals. Im Gefäßsystem finden sich graue bis braune, mit etwas Fäulnis einhergehende, bis in die Seitenwurzeln hinab zu verfolgende Verfärbungen. Bei vorgerücktem Befall stockt das Wachstum, die Außenblätter sind vergilbt und welken, die Herzblätter bleiben zurück, verkümmern, rollen und sterben schließlich ab. Stark wurzelkranke Sämlinge gehen völlig ein. — Erreger: *Fusarium conglutinans v. betae* (Abb. 24). Von Bodeninfektionen aus ließ sich die Welke leicht künstlich hervorrufen, doch befiel der Pilz nur *Beta,* nicht *Brassica* und *Callistephus,* obgleich diese letzteren Pflanzengattungen einen dem Rübenpilze morpholo-

gisch ähnelnden Welkeerreger haben *(F. conglutinans, F. conglutinans v. callistephi)*. Es handelt sich also um einen streng an Rübe angepaßten Pilz. Er gedeiht am besten bei 24—27° C und in Gegenwart einer Wasserstoffionenkonzentration von etwa P^h 5,8. — Bekämpfung: Durch weitschichtigen Fruchtwechsel mit möglichst unanfälligen Feldfrüchten. Nach Mitteilungen aus der Ukraine (2) scheinen Unterschiede in der Empfänglichkeit der Zuckerrübensorten gegenüber gewissen, unter anderen durch *Fusarium* bewirkten Formen von Sämlingfäule nicht zu bestehen. Es ist aber möglich, daß hier eine von der Welke verschiedene Fusariose vorgelegen hat. Zum Beispiel tritt in Mitteleuropa bisweilen *Fusarium oxysporum v. aurantiacum* an Rübensämlingen auf, die im Juni plötzlich gelb werden und eingehen. Nachweise über die Pathogenität stehen noch aus.

Lagerfäule. Beschädigte Zucker- und Futterrüben gehen im Lager leicht in Fäulnis über (3, 4). Verluste sind selbst dann nicht immer vermeidbar, wenn die Rüben in üblicher Weise gekappt, gesäubert und eingelagert werden. Die Krone (der Rübenkopf) ist am empfindlichsten. Zur Einlagerung bestimmtes Erntegut, das eben den Waschapparat der Fabrik verlassen hat, ist meist schon mit Faulstellen behaftet. Bisweilen sind über die Hälfte der Rüben leicht kronenfaul und manche sogar mehr oder minder völlig verdorben. Mit *Phoma betae* behaftete Rüben werden besonders heimgesucht. — Erreger: *Fusarium oxysporum* und *F. culmorum*, die meist mit *Phoma betae* vergesellschaftet sind, können Fäulnis auch für sich allein erzeugen. Künstliche Infektionen gelangen zu 84% mit *F. culmorum* und zu 57% mit *F. oxysporum* (3). Unter anderen noch näher auf ihre Pathogenität für Lagerrüben zu prüfenden Fusarien seien genannt: *F. argillaceum, F. equiseti, F. redolens* [mit *forma* 1], *F. reticulatum, F. merismoides, F. scirpi* und *F. solani*. — Bekämpfung: Durch Vorsicht beim Kappen oder Köpfen der Rüben. Die Krone muß möglichst unbeschädigt bleiben. Die Verfahren beim Reinigen und Kappen wären dementsprechend zu verbessern. Die Heranzucht gesunder Rüben auf dem Felde ist am wichtigsten für die Lagerfestigkeit der Vorräte von Zucker- und Futterrüben. Von Interesse ist der Nachweis von *Fusarium merismoides, F. equiseti* und anderer Arten an Rübensamen (5) mit Hinblick auf die Möglichkeit einer Verschleppung von Schadpilzen durch Saatgut.

(1) Stewart, D., Sugar-beet yellows caused by Fusarium conglutinans var. betae. Phytopathology **21**: 50—70, 1931.

(2) Stepanenko, A. G., Das Verhalten verschiedener Zuckerrübensorten gegenüber Wurzelfäule. Zuckerindustrie, Wissensch. Not. Kiew **10**: 325—336, 1930 (russ.).

(3) Tomkins, C. M. and Nuckols, S. B., The relation of type of topping to storage losses in sugar beets. Phytopathology **20**: 621—635, 1930.

(4) Pape, H., Pilzparasitäre Krankheiten der eingemieteten Zucker- und Futterrüben. Illustr. Landw. Zeitg. **46**: 176—177, 1926.

(5) Stehlik, V., Tierische und pflanzliche Speicherschädlinge des Rübensamens. Centralbl. f. Zuckerindustrie **39**: 120, 1931.

Birne s. ***Pirus communis.***

Blattwurz s. ***Colocasia.***

Bohne s. ***Phaseolus.***

Brassica oleracea, Kohl.

Welke. Diese gefäßparasitäre Welkekrankheit ist in Kohlanbaugebieten der Vereinigten Staaten weit verbreitet (1,2) und außerhalb Amerikas noch aus Cuba und China gemeldet. Ernstliche Verluste (50—95%) erleidet besonders der Kopfkohlanbau (3), wenn nicht auf anfällige Sorten verzichtet wird (Abb. 37). Die Krankheit ist bekannt von der Wildform sowie fast allen Kultursorten der Art *Brassica oleracea:* Kopfkohl *(v. capitata),* Blätter- oder Strunkkohl *(v. acephala),* Blumenkohl *(v. botrytis),* Spargelkohl *(v. asparagoides),* Rosenkohl *(v. gemmifera)* und Kohlrabi *(v. caulirapa)* (4); ferner von Chinesischem Kohl *(Brassica pekinensis)* (3) und Turnips *(Brassica rapa v. rapifera).* Das Welkemerkmal tritt bei *Brassica* zurück, außer bei starkem Befall (im künstlichen Infektionsversuch) im Saatbeet, wo die Pflänzchen besonders empfindlich sind. Nach dem Auspflanzen erkennt man die Krankheit äußerlich meist an der oft einseitig beginnenden, im Gewebe der Blattspreite, hauptsächlich zwischen den Rippen fortschreitenden Blattvergilbung. Das befallene Gewebe wird später trocken, brüchig und braun. Vorzeitiger Blattfall findet statt, der Strunk bleibt stehen. Innerlich lassen sich Bräunungen der Gefäßbündelstränge erkennen in der Hauptsache abwärts bis in die Seitenwurzeln, aufwärts bis in Stengel und Blätter. — Erreger: *Fusarium conglutinans* (2) (Abb. 24). Der Pilz lebt im Boden, wo er selbst in Abwesenheit seiner Hauptwirtspflanze 11 Jahre oder länger auszuharren vermag (3). Er dringt durch Interzellularräume der Wurzelhaube und direkt hinter der Haube, bisweilen auch durch epidermale Zellen in das Meristem und dann im Hadrom aufwärts in Stengel und Blätter. Deren Vergilben wird teils auf die Einwirkung giftiger Nebenprodukte des Pilzes, teils auf mechanische Störung der Wasserbewegung und Ernährung (Verstopfung der Leitbahnen mit Thyllen infolge der Verpilzung) zurückgeführt. Wie andere Gefäßparasiten wird der Pilz durch heißes Wetter in der frühen Wachstumszeit und Bodenwärme begünstigt (5, 6, 7), greift im Freien am stärksten bei 26—29° C an, aber auch noch bei verhältnismäßig trockenem Wetter und einer Bodenwärme bis 33° C, schwächer bei 18—21° und kaum noch unter 15°; im Saatbeet allerdings schon bei 12—13° C und stärker bei 16,5° C (7), wie künstliche Infektionsversuche bei Kopfkohl, Blumenkohl, Rosenkohl u. a. m. bewiesen. In Böden von 31% Wasseraufnahmefähigkeit ist der Angriff stark in Gegenwart von 15% Feuchtigkeit, auch noch bei 19% Bodenfeuchtigkeit, bei der Kohl gut gedeiht. Wird der Boden feuchter, nimmt der Befall ab. Die einzelnen Pilz-

stämme zeigen bemerkenswerte morphologische und pathologische Beständigkeit (8,9). Der Pilz wird anscheinend durch Samen nicht verschleppt. In kühleren Ländern (Skandinavien, Mitteleuropa usw.) ist diese Fusariose unbekannt. — Bekämpfung: Durch Anbau resistenter Kohlsorten, die durch Auswahl und Züchtung aus Plattkopf und anderen Formen, insbesondere dänischer und holländischer Abstammung, gewonnen und meist aus der Zuchtstätte Wisconsins hervor-

Abb. 37. Kopfkohlwelke: Erreger *Fusarium conglutinans*. Infektionsversuch zur Ermittelung erblicher Resistenz gegen den Schadpilz auf verseuchtem Boden: A zeigt einen Bastard zwischen anfälligen und unempfänglichen Pflanzen; alle Kohlpflanzen blieben gesund. B zeigt anfällige Nachkommenschaften mit durchweg welkekranken Pflanzen, C wiederum resistente, vollkommen gesund gebliebene Nachkommenschaften. (Nach Walker)

gegangen sind (1, 8, 10, 14, 15) (Abb. 37): Späte, lagerfeste Sorten wie „Wisconsin Hollander (10), Wisconsin Succession und Indiana" (12); Standard Sauerkraut-Sorten wie „Wisconsin All Seasons und Wisc. Brunswick" (1); mittelfrühe wie „All Head Select, Marion Market und Globe" (11, 12) und frühe Marktsorten wie „Jacope (3, 12), Burpees Early Forcing, Jersey Queen (eine Linie von Jersey Wakefield) und Golden Acre" oder „Frühe Kopenhagener Markt" (12, 13). Durch Erfahrungen wie mit der Auffindung homozygotischen Linien bei „Jersey Wakefield" wurde es möglich, Resistenz mit den besten Eigenschaften dieser Sorte zu verbinden ohne Rückkreuzung mit der anfälligen Stammsorte (8, 13). Durch während mehrerer Generationen fortgesetzte Selbstung (Selbstbestäubung) wurden wertvolle Einzelpflanzen gewonnen, bei deren Nachkommen die Resistenz so dominierte, daß sie

selbst durch Einkreuzung mit anfälligen Pflanzen nicht verloren ging. So ergab die Kreuzung der resistenten Linie „Glory of Enkhuizen" mit anfälligen Exemplaren hochresistente Hybriden. Auch das für sehr schwierig gehaltene Problem, eine Verbesserung durch Verbindung von Resistenz und Frühreife zu erreichen, ist der Lösung näher gerückt.

Blumenkohl, Spargelkohl und Rosenkohl sind an und für sich widerstandsfähiger als die meisten Kopfkohlsorten, während Kohlrabi, Blätterkohl (mit Ausnahme des sehr resistenten Sibirischen Kohls) einen mehr oder minder hohen Anfälligkeitsgrad zeigen. Krausblättriger Kohl ist entschieden anfällig, glattblättriger wie „Thousand-Headed" dagegen widerstandsfähiger als der Sibirische Kohl (4, 11). Resistenz gründet sich bei Rosenkohl und Kohlrabi ebenso wie bei Kopfkohl und dessen Wildform auf einen einzigen genetischen Faktor, wahrscheinlich denselben wie bei allen übrigen Unterarten von *Brassica oleracea*. Daher besteht die Möglichkeit, durch Auswahl welkefester Einzelpflanzen auf verseuchtem Boden zu homozygotischen resistenten Linien zu gelangen, auch für Rosenkohl und Kohlrabi (14).

(1) Jones, L. R., Walker, J. C. and Tisdale, W. B., Fusarium resistant cabbage. Wisconsin Agr. Exp. Sta. Res. Bull. **48**, 34 p. 1920. — Jones, L. R., Walker, J. C. and Monteith, J. Jr., Fusarium resistant cabbage: Progress with second early varieties. Journ. Agr. Res. **30**: 1027—1034, 1925.

(2) Wollenweber, H. W., Studies on the Fusarium problem. Phytopath. **3**: 24—50, 1913.

(3) Melhus, I. E., Erwin, A. T. and van Haltern, F., Cabbage yellows caused by Fusarium conglutinans in Iowa. Iowa Agr. Exp. Sta. Bull. **235**: 187—216, 1926.

(4) Walker, J. C. and Wellman, F. L., A survey of the resistance of subspecies of Brassica oleracea to yellows (Fusarium conglutinans). Journ. Agr. Res. **37**: 233 bis 241, 1928.

(5) Gilman, J. C., Cabbage yellows and the relation of temperature to its occurrence. Ann. Missouri Bot. Gard. **3**: 25—84, 1916.

(6) Tims, E. C., The influence of soil temperature and soil moisture on the development of yellows in cabbage seedlings. Journ. Agr. Res. **33**: 971—992, 1926.

(7) Tisdale, W. B., Influence of soil temperature and soil moisture upon the Fusarium disease in cabbage seedlings. Journ. Agr. Res. **24**: 55—86, 1923.

(8) Walker, J. C., Inheritance of Fusarium resistance in cabbage. Journ. Agr. Res. **40**: 721—745, 1930.

(9) Blank, L. M., Pathogenicity of a number of collections of the cabbage-yellows organism. Abs. in Phytopathology **20**: 114, 1930. — Uniformity in pathogenicity and cultural behavior among strains of the cabbage-yellows organism. Journ. Agr. Res. **48**: 401—409, 1934.

(10) Jones, L. R. and Gilman, J. C., The control of cabbage yellows through disease resistance. Wisconsin Agr. Exp. Sta. Res. Bull. 38, 70 p. 1915.

(11) Kendrick, J. B., Kale yellows in California, caused by F. conglutinans Wr. Hilgardia **5**: 1—15, 1930. — Phytopathology **20**: 114, 1930.

(12) Gregory, C. T., New yellows resistant varieties of cabbage in Indiana. Proc. Indiana Acad. Sci. **37** (1927): 381—382, 1928.

(13) Walker, J. C., Yellows-resistant lines of Jersey Wakefield cabbage. Journ. Agr. Res. **46**: 639—648, 1933.

(14) Blank, L. M. and Walker, J. C., Inheritance of Fusarium resistance in brussels sprouts and kohlrabi. Journ. Agr. Res. **46**: 1015—1022, 1933.

(15) Anderson, M. E., Fusarium resistance in Wisconsin Hollander cabbage. Journ. Agr. Res. **47**: 636—661, 1933.

Cactaceae, Kakteen.

Weichfäule. Unter dieser Krankheit leiden Kakteen mehrerer Gattungen z. B. *Astrophytum, Cereus, Cephalocereus, Echinocactus, Echinopsis, Epiphyllum, Melocactus, Opuntia* u. a. Besonders empfindlich sind junge Anzuchten, Sämlinge und Veredelungen. Verbreitung in Europa (1,3) und Amerika (2). Das befallene innere Gewebe erweicht, wird mißfarbig, fahl oder braun, und die Fäule ergreift oft mit großer Schnelligkeit den ganzen fleischigen Körper, so daß die Pflanze verfällt und abstirbt. Bei Sämlingen handelt es sich um eine Fußkrankheit, die vom Wurzelhals aus nach oben fortschreitet. Bei Pfröpflingen auf *Peireskia* oder anderen Unterlagen bleibt die letztere meist gesund, während die Edelreiser befallen werden. Starke Schäden bei veredelten Pflanzen des Gliederblattkaktus *Epiphyllum*, und in ein- bis dreijährigen Sämlingsbeständen anderer Kakteen. — Erreger: *Fusarium oxysporum*-Formen und *F. dimerum* var. *violaceum*. Alle erzeugen Weichfäule an Sämlingen verschiedener Kakteen *(Echinocactus, Cephalocereus)* (3). Auf *Opuntia ficus indica* kommt außer den genannten Pilzen noch ein *Fusarium* mit viel kleineren, meist nur zweizelligen, 15,7 × 2,7 μ messenden Sichelsporen vor, das gelegentlich die Glieder auch älterer Exemplare dieses Feigenkaktus angreift. — Bekämpfung: Vorbeugende Behandlung der Kakteen durch Besprühen mit 2%iger Kupfervitriolbrühe (1), *Chinosol* u. a., besonders der Sämlinge vor dem Einräumen aus den Mistbeetkästen ins Gewächshaus, rechtzeitiges Entfernen aller kranken Pflanzen, bei starkem Befall Umpflanzen der gesunden in neue, unverseuchte Erde. Verwendung nur ganz einwandfreier Samen-Herkünfte wegen der Möglichkeit einer Einschleppung von Fäulniserregern aus den Heimatländern (Mexico usw.) der Kakteen mit Samen.

(1) Petrak, F., Beiträge z. Kenntnis einiger Pilzkrankheiten der Kakteen. Gartenbauwissenschaft V, 237—242, Abb. 2, 1931.

(2) McLaughlin, Alice M., A Fusarium disease of Cereus Schottii. Phytopathology **24**: 495—506, 1934.

(3) Richter, H., Unveröffentlichte Infektionsversuche mit *Fusarium oxysporum*-Formen. Biol. Reichsanstalt Berlin-Dahlem 1933/34.

Cajanus, Katjang-Strauch, Kongoerbse.

Welke bei *Cajanus indicus*. Diese auch als indischer Bohnenstrauch bekannte Nutzpflanze leidet in Indien (1—5), wo bis zu 15% Befall gemeldet wird, sowie in Uganda (Afrika) bei feldmäßigem Anbau unter einer gefäßparasitären, mit Bräunungen in den Gefäßbündeln, Welken und vorzeitigem Absterben einhergehenden Welkekrankheit. — Erreger: Ein nicht näher beschriebenes, vielleicht zum Formenkreise des *F. vasinfectum* gehöriges *Fusarium*, das nicht auf Baumwolle, wohl aber auf *Crotalaria* überzugehen vermag. Der Baumwollepilz kann *Cajanus* nicht angreifen (1,2). Der Pilz dringt, gewöhnlich vom Boden aus (3), durch die Wurzeln aufwärts bis in die oberirdischen

Pflanzenteile vor, scheint aber die Hülsen zu verschonen, da Samenübertragung der Krankheit so gut wie fehlt. Der ausgedehnte Wurzelbereich (bis über 2 m) von *Cajanus* erleichtert den Übergang des Schadpilzes, der von einer Pflanze aus alle im Umkreise von 3 m stehenden Nachbarpflanzen anstecken kann. Stark verseuchte Bodenflächen werden fast völlig unproduktiv. Der Pilz kann etwa 8 Jahre selbst unter Ausschluß seiner Wirtspflanze ausharren. Aus langjährigen Düngeversuchen in Indien scheint hervorzugehen, daß Gründüngung der Welke entgegenwirkt, Superphosphat dagegen ihr Vorschub leistet. Im Einklang damit wächst der Pilz üppig bei Zusatz von Phosphat (bis 0,5%) zum Nährboden bei künstlicher Anzucht (4). Andere Faktoren mögen mitwirken, jedoch nicht oder kaum Änderungen der Bodenfeuchtigkeit und -Reaktion. — Bekämpfung: Versuche, resistente Sorten zu züchten, versprechen einigen Erfolg z. B. bei dem sogenannten Typ „80" und dem Stamm Nr. 3 in Indien (4, 6). Ein weitschichtiger Fruchtwechsel ist stets wichtig. Auf verseuchten Böden kann *Cajanus* nach 8 Jahren wieder lohnend angebaut werden.

(1) Butler, E. J., The wilt disease of pigeon-pea and pepper. Agric. Journ. of India **1**: 25, 1906. — a) The wilt diseases of cotton and sesamum in India. Ebenda **21**: 268—273, 1926.

(2) Butler, E. J., The wilt disease of pigeon-pea and the parasitism of Neocosmospora vasinfecta Smith. Memoirs Dept. Agric. India **2**: 1—64, 1910.

(3) McRae, W., Note on "wilt" in Rahar in permanent plots at Pusa. Proc. Board Agric. India. 1929. Appendix 3 p. 236—241, 1931.

(4) McRae, W. and Shaw, F. J. F., Influence of manures on the wilt disease of Cajanus indicus Spreng. and the isolation of types resistant to the disease. Imper. Council of Agric. Res., Scient. Monograph 7, 68 pp. 1933. — Dieselben, Rept. on experiments with Cajanus indicus (Rahar) for resistance to Fusarium vasinfectum (wilt disease). Sci. Repts. Agr. Res. Inst. Pusa 1925/26 p. 208—212, 1926.

(5) Mitra, M., Rept. Imperial Mycologist. Sci. Repts. Agr. Res. Inst. Pusa 1929/30 p. 58—71, 1931.

(6) Plymen, F. J., Reports on the working of the Dept. of Agr. Central Prov. for 1932 and 1933. — 40 pp., 1933.

Callistephus, Sommeraster oder Aster.

Asternsterben, Asternwelke und **Astern-Stengelfäule (Stengelbräune)**. Beim Asternsterben welken und verdorren die kranken Sämlinge durch Befall von Wurzel, Wurzelhals oder Stengelgrund aus, mehr von innen heraus bei der echten Welke, mehr von außen nach innen braunfaul werdend bei der Stengelfäule genannten Fußkrankheit. Die echte Welke ist die gefährlichste der beiden oft vergesellschaftet auftretenden Asternkrankheiten (Abb. 38, 39). In kühleren Gebieten langsam fortschreitend und mehr verstreut, richtet sie in Ländern mit jäh ansteigender Sommerhitze bei starkem Befall schon in den Anzuchtbeeten großen Schaden an und greift auch nach dem Auspflanzen schnell um sich. Verbreitete Vorkommen seit 1896 (1) in Nordamerika (U. S. A.) und Kanada, aber auch in Asien (Japan), Europa, Südafrika und Neu-Seeland. — Erreger: *Fusarium conglutinans* var. *callistephi* (2, 3) (Abb. 24), und *F. oxysporum* f. 6

(Abb. 26) als Erreger der Stengelfäule treten hinzu *F. lateritium* und *F. culmorum*, letztere beide an vielen anderen Pflanzengattungen verbreitet, erstere als echte Welkeerreger nur von Aster bekannt; var. *callistephi* dem Erreger der Kopfkohlwelke, *F. conglutinans*, ähnelnd, jedoch nicht auf *Brassica* übergehend. Die Welkepilze dringen, mit Samen verschleppt oder von verseuchtem Boden aus, meist durch die feineren Wurzelfasern nach Bespinnen derselben unmittelbar oder durch Wunden, die beim Verpflanzen entstehen, Fraßstellen usw. ein. Keine Entwicklungsstufe ist vor ihnen sicher. Das Befallsbild ist je

Abb. 38. Sommerasterwelke durch *Fusarium oxysporum* f. 6 etwa vier Wochen nach künstlicher Infektion erzielt. Links gesunde Aster.

nach Alter der Aster verschieden: Sämlinge im Anzuchtbeete siechen unter Vergilben und Welken der Blattrosette dahin, ältere lassen Blätter, Knospen und Blütenköpfe hängen, während der Hauptstengel lange grün bleibt (Abb. 38). Der Holzkörper erscheint nach Abheben der Rindenschicht gebräunt und ist von Pilzfäden durchzogen, manchmal nur ein einzelner Strang, oft auch alle Leitbündel. Die Welke verläuft dementsprechend einseitig oder mehr oder minder allseitig. Schließlich sterben die befallenen Organe ab, der Pilz dringt nach außen durch unter Bräunung der Rindengewebe zuerst am Stengelgrund, wo auch die Fruchtlager mit den gelbrötlichen Sporenschleimen oder lockere Pilzfäden mit pulverig eingestreuten Sporen entstehen. Von hier aus verbreiten sich die Pilze, durch Wind, Kleintiere verstreut, über die Asternbeete, gefährden die Gewinnung reiner Saat von sonst gesund aufgewachsenen Nachbarpflanzen und ver-

seuchen, wenn tote Sämlinge nicht rechtzeitig ausgejätet oder die Rückstände nicht verbrannt werden, mit den in ihnen nistenden reichen Dauersporen den Boden, in welchem sie überwintern. Begünstigt wird der Befall durch Wärme von 20—25 ° C, abwärts bis 12 ° und aufwärts bis 32 ° C verläuft die Welke mit abnehmender Kraft, während der Pilz selbst bei 27 ° C am besten gedeiht. Zu den anfälligsten Sorten rechnen Early Wonder und Queen of the Market, von denen unter Umständen 50 bis 60% des Pflanzenbestandes verloren gingen. Mit sinkenden Sommer-Temperaturen z. B. in Nordeuropa (Skandinavien) tritt die echte Welke zurück, während die Erreger der Stengelfäule noch hier und da schädigen, oder die Fusariose

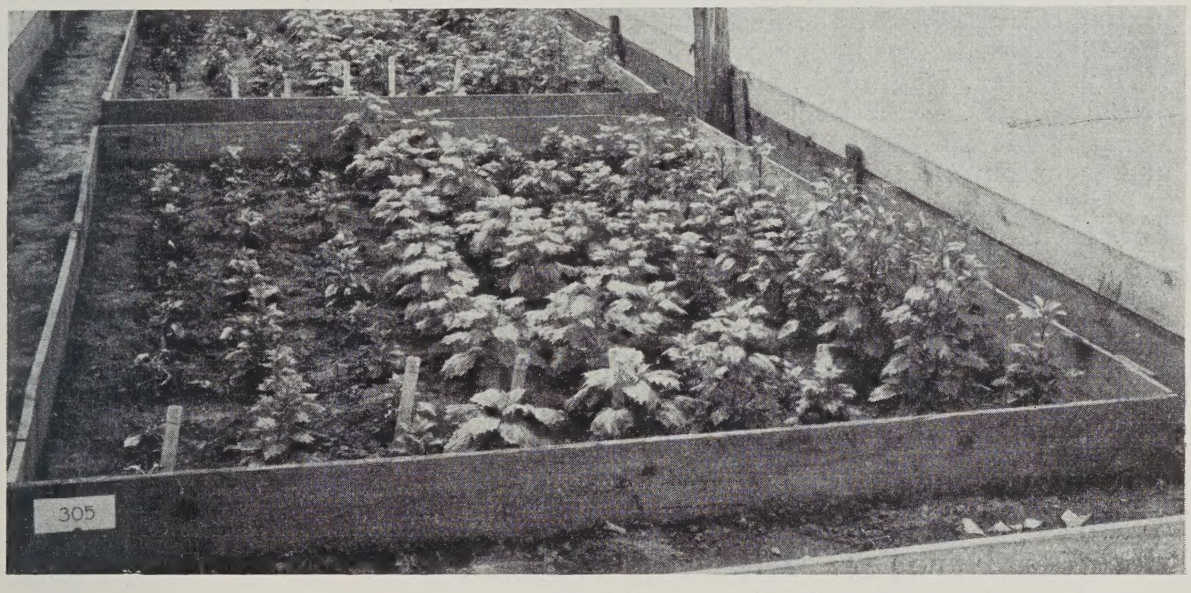

Abb. 39. Sommerasterwelke, durch Bodeninfektion erzielt. Die drei Reihen von Pflanzen zur Linken sind anfällig, die sechs Reihen zur Rechten zeigen Resistenz.
(Bodeninfektionsversuch mit *Fusarium conglutinans* v. *callistephi* nach L. R. Jones und Regina S. Riker)

wird hier wie auch in Mitteleuropa in kühleren Jahren durch die Wirtelpilzwelke oder Verticilliose abgelöst. — Bekämpfung durch Anbau welkefester Astern z. B. der aus Wisconsin empfohlenen, durch Auslese aus Handelssorten gewonnenen Sorten (4), American Beauty, American Branching, Improved Crego, Heart of France, Upright Branching Crimson, Comet und Royal (Abb. 39); einige davon blieben auch in Kanada, Kalifornien und England gesund, von den übrigen gewöhnlich die roten fester als weiße, rosa- und purpurfarbene Sorten. Gegen Mosaik- oder Virus-Krankheit (yellows) sind sie noch mehr oder minder anfällig, so daß der zukünftigen Züchtung noch ein weites Feld offensteht. Man wechsele die Asternbeete häufig und pflanze auf verseuchten Boden mindestens 4 Jahre keine Astern. Stallmist gebe man nicht unmittelbar, sondern im Herbst vorher. Auch Überdüngung mit anorganischem Stickstoff ist zu vermeiden. Bei Kalkmangel kalke man. Bei der Anzucht ist reiner Boden (z. B. mit Torfmull) besser als zweifelhafte Komposterde, die allerdings durch Heiß-

dampf Sublimat oder Uspulun entseucht oder auch 3 Wochen vor der Aussaat mit 2,5% Formaldehyd (10 Liter je qm) gesprenkelt werden kann. Zur Sicherung gegen Einschleppung von *Fusarium* mit Samen(5) quelle man die Samen 30 Minuten in Wasser bei 38°, lasse das Wasser ablaufen und beize 30 Min. in Sublimat (0,1%) bei 40° (bzw. 32° genügen in beiden Fällen bei größeren Posten), wasche ihn nach oberflächlichem Trocknen in kaltem fließenden Wasser und trockne ihn zwischen Tüchern 24 Stunden lang bei Zimmerluft. Diese Maßnahme ist entbehrlich, wenn die Saat aus sicherer Quelle stammt, da der Züchter mit besonderer Sorgfalt darauf achtet, den Samen nur von völlig gesunden Beständen zu ernten.

(1) Galloway, B. T., American Gardening **17**: 518, 1896.
(2) Beach, W. S., The Fusarium wilt of China Aster. Michigan Acad. Sci. Rpt. **20**: 281—308, ic. 1918.
(3) Riker, Regina S., and Jones, L. R., Fusarium strains in relation to wilt of China-Aster. — Abstract in Phytopathology **23**: 29—30, 1933.
(4) Jones, L. R. and Riker, Regina S., Wisconsin studies on Aster diseases and their control. Wisconsin Agr. Exp. Sta. Res. Bull. 111, 39 pp., 1931.
(5) Gloyer, W. O., China Aster seed treatment and storage. New York (Geneva) Agr. Exp. Sta. Techn. Bull. 177, 1931.

Capsicum annuum, Spanischer oder Chile-Pfeffer, Paprika.

Welke. Mit den Merkmalen einer echten Welkekrankheit einhergehende Tracheomykosen sind aus Nordamerika (U. S. A.) (1—3), Porto Rico und Europa (Ukraine (4), Ungarn (5) gemeldet, doch scheint in Ungarn die Wirtelpilzwelke *(Verticillium albo-atrum)* im Vordergrunde zu stehen, in Ländern mit wärmerem Klima die Fusariose. — Erreger: Mit *Fusarium vasinfectum* (siehe *Gossypium*) morphologisch übereinstimmende Pilzstämme kommen als Ursache in Betracht. Die Frage, ob der Paprikapilz auf Baumwolle überzugehen oder nur *Capsicum* anzugreifen vermag, also eine auf letztere Gattung beschränkte Form ist, bleibt zu klären, ebenso seine Beziehung zu *F. annuum*, unter welchem Namen der Erreger in Neu-Mexico (2, 7) geht. Der Angriff wird in gewisser Hinsicht durch Bodentrockenheit (11,5%) vermindert, dagegen durch Nässe begünstigt, bei ebener Kultur mehr als bei Häufel- oder Kammkultur. Jedenfalls litten z. B. jeden 4. Tag bewässerte Pflanzen mehr als trockener gehaltene, am wenigsten die jeden 21. Tag bewässerten Versuchspflanzen (2, 3). In Spanien (6) scheint auch ein Vertreter der *Martiella*-Fusarien Schaden zu stiften. — Bekämpfung: Durch richtige Häufelung und Bewässerung ließ sich ein Befall, der bei fehlerhafter Pflege 54,7% betrug, auf 5% herabdrücken (3, 7).

(1) Brown, J. G. and Gibson, F., Plant Pathology. Thirty-fourth Ann. Rept. Arizona Agr. Exp. Sta. f. 1923, p. 498—506, 1926.
(2) Crawford, R. F., Biology. Thirty-ninth Ann. Rept. New Mexico Agr. Exp. Sta. 1925/26 p. 17—19, 1926.
(3) Garcia, F., Reduction of chili wilt by cultural methods. New Mexico Agr. Exp. Sta. Bull. 216, 15 pp., 1933.
(4) Jakovleff, N. A., Krankheitsliste von Obst- und Gemüsepflanzen im Ge-

bitee der Mleëffschen Versuchsstation. Mleëff Hort. Exp. Sta. Bull. 44, 13 pp., 1930 (russisch).

(5) Varga, F., EineTracheomykose am Spanischen Pfeffer *(Capsicum annuum)*. Bot. Köslemények **26**: 81—88, 1929.

(6) Benlloch, M. and Dominguez, F., La enfermedad de los pimentales en Aldeanueva del Camino. Bol. Pat. Veg. y Ent. Agr. **7**: 1—20, 1934.

(7) Crawford, R. F., The etiology and control of chile wilt, produced by *Fusarium annuum*. New Mexico Agr. Exp. Sta. Tech. Bull. 223, 20 p., 1934.

Carica papaya, Melonenbaum.

Fußkrankheit. Aus Trinidad (1) und Südafrika gemeldet. Wurzelhals und unterirdische Organe faulen; bei starkem Befall sterben die Bäume ab. — Erreger: *Fusarium*. In Trinidad (1) tötete ein nicht näher bestimmtes *Fusarium* nach Einimpfung in den Stamm 11 von 24 Pflanzen. Die Krankheit wird durch große Bodennässe begünstigt. *F. diversisporum* fand sich an Blattstielen und Zweigen kranker Bäume, und *F. solani v. striatum* an dürren Spitzen lebender Zweige, ersteres in Indien und auf den Philippinen, letzteres in Honduras (2). — Bekämpfung: Durch Bodenlockerung und Dränage.

Fruchtfäule. Von Bedeutung auf den Philippinen (3, 4) in Mittelamerika (Honduras) und Trinidad (5). Die Früchte des Melonenbaumes werden gewöhnlich von Wunden aus angegriffen und dann schnell weichfaul; außen sproßt ein hellfarbiger Schimmel hervor, der bei Hinzutritt von *Penicillium* oder *Rhizoctonia* Verfärbungen nach Blaugrün oder Braun zeigt. — Erreger: *Fusarium diversisporum* und *F. dimerum v. pusillum* (4, 5).

(1) Baker, R. E. D., Papaw root and collar rot. Trop. Agriculture **10**: 328—329, 1933.

(2) Reinking, O. A. and Wollenweber, H. W., Tropical Fusaria. Philippine Journ. Sci. **32**: 126, 230, 1927. (Wollenweber in Fus. del. 118.)

(3) Reinking, O. A., Philippine economic-plant diseases. Ebenda **13**: 182, 1918.

(4) Reinking, O. A., Host index of diseases of economic plants in the Philippines. Philippine Agr. 8: 43, 1919.

(5) Wardlaw, C. W., Leonard, E. R. and Baker, R. E. D., Observations on the storage of various fruits and vegetables. Trop. Agriculture **11**: 196—200, 230—235, 1934.

Cashew-Nuß s. *Anacardium*

Celosia, Hahnenkamm.

Umfallkrankheit. Sie ist bisher nur aus Japan (1) bekannt. Die Sämlinge dieser Zierpflanze *(Celosia cristata)* faulen von unten her, werden am Wurzelhals unter Erweichung schwarzbraun, welken, fallen um und sterben ziemlich schnell ab. Sind die Pflanzen schon größer, wenn sie angegriffen werden, nimmt die Krankheit schleichenden Verlauf und zeigt sich an Blättern, Stengeln, die aufrecht stehen bleiben, und an den Infloreszentien. Rostbraune, violettrote bis kastanienbraune Verfärbungen werden sichtbar, gezonte Blattflecken verschiedener Gestalt und Faulstellen an anderen Organen, die schließlich verdorren und dann oft mit lachsrötlichen Pilzpolstern übersät erschei-

nen. — Erreger: *Fusarium moniliforme (F. celosiae)* (1). Der Pilz wurde im Infektionsversuch als Ursache der Umfallkrankheit nachgewiesen. Das Temperaturoptimum liegt wie bei allen Vertretern aus dem Formenkreise des *F. moniliforme* ziemlich hoch, in Reinkulturen etwa bei 28—32° C, doch wurden die infizierten Pflanzen in den positiv verlaufenen Versuchen bei Wärmegraden gehalten, die den Celosien an und für sich mehr zusagen (etwa bei 19—27° C), aber auch der Angriffskraft des Pilzes noch keinen Abbruch tun. In Reinkultur wächst der Pilz bereits wesentlich schwächer bei etwa 16° und nicht mehr bei 8—10°. — Bekämpfung: Da die Verluste am empfindlichsten in der Sämlingsstufe sind, sollte man für die Anzucht dieser Zierpflanze reine Bodenmischungen wählen und auch bei der Auspflanzung auf Schmuckbeete für krankheitsfreie Erde sorgen.

(1) Abe, T., Studies on a new disease of Celosia cristata caused by Fusarium celosiae n. sp. Mem. Coll. Agr. Kyoto Imper. Univ. **7**: 51—64, 1928.

Chile-Pfeffer s. ***Capsicum.***

Chinarindenbaum s. ***Cinchona.***

Chrysanthemum, Winteraster.

Welke. In Amerika (1) ist die Krankheit als eine mit plötzlichem Absterben einhergehende Welke, in Belgien (2) als Fußkrankheit gekennzeichnet. — Erreger: *Fusarium dianthi* wird in Belgien als Ursache angegeben, in U. S. A. ein mit Verticilliose *(Verticillium albo-atrum)* soziertes nicht näher bestimmtes *Fusarium.*

(1) Martin, G. H., in Plant Disease Reporter, Suppl. **37**: 349—446, 1925.
(2) Marchal, E., in: Bull. Inst. Agron. et des Stat. de Recherches de Gembloux **2**: 147—159, 1933.

Chrysanthemum cinerariaefolium. Aschenblumenblättriges Pyrethrum.

Fußkrankheit. Starke Schäden auf der Insel Cherso in der Adria (1) und Vorkommen in Japan (2). Befallene Pflanzen welken und sterben ab. — Erreger: *Fusarium javanicum v. radicicola* wird als wurzelparasitärer Pilz bei dem Befall auf Cherso angegeben, aus Japan ein unbestimmtes *Fusarium,* das von der grauschwarz verfärbten Basis aus später auch Stengel und Blätter angreift.

(1) Curzi, M., Il deperimento del Piretro nell' isola di Cherso. Boll. R. Staz. Pat. Veg. N. S. **13**: 537—553, 1933.
(2) Ikata, S., Fungous diseases of the insect-powder plant. Ann. Phytopath. Soc. Japan **2**: 140—158, 1928. (Japanisch mit engl. Auszug.)

Cicer arietinum, Kichererbse.

Welke. Vorkommen in Indien (1—3). Die befallenen Pflanzen lassen die Blätter hängen, und welken. Die Wurzeln werden brüchig, Wurzelhals und Stengelgrund zeigen innerlich Gefäßbräune, und

die Pflanzen gehen vorzeitig zugrunde. — Erreger: Ein nicht näher beschriebenes vielleicht dem Formenkreise des *Fusarium vasinfectum* angehörendes *Fusarium*, das angeblich nicht auf *Hibiscus, Gossypium, Vigna, Cajanus, Crotalaria* und *Sesamum* überzugehen vermag (3). — Bekämpfung: Durch Umstellung des Anbaues auf resistente Kichererbsen von Handelswert und Marktgängigkeit. Hierzu rechnet die durch Selektion gewonnene Sorte „*Karachi*" und „*Cawnpore*" (3). Schwarze Kichererbsen *(black gram)* zeigten sich weniger anfällig als der gewöhnliche „*Burmese*"-Typ.

(1) Butler, E. J., The wilt diseases of cotton and sesamum in India. Agr. Journ. India **21**: 268—273, 1926.

(2) Narasimhan, R., A preliminary note on a Fusarium parasitic on Bengal Gram *(Cicer arietinum)*. Madras Agr. Dept. Yearbook 1928 p. 5—11, 1929.

(3) Plymen, F. J., Reports on the working of the Dept. of Agr. of the Central Provinces for the years ending the 31st March 1932 and the 31st March 1933. 40 pp. 1933.

Cinchona, Chinarindenbaum.

Wurzelhalsfäule. In Indien (1) wurde von kranken Sämlingen aus Wurzeln und Wurzelhals ein nicht näher bestimmtes *Fusarium* isoliert.

(1) Mitra, M., Rept. of the Imperial Mycologist. Scient. Repts. Agr. Res. Inst. Pusa, 1929—30 p. 58—71, 1931.

Citrullus vulgaris, Wassermelone.

Welke. Diese gefäßparasitäre Welkekrankheit führte vor Auffindung resistenter Sorten im Wassermelonenbau Nordamerikas (U. S. A.) (1—8) ernstliche Verluste herbei. Sie ist auch heute keineswegs erloschen und tritt außer in Amerika auch in Südaustralien, Japan (9) sowie vereinzelt in Südeuropa auf. Es gibt mehrere Stufen der Krankheit (5, 6), nämlich Keimungsschwäche, Umfallkrankheit, Zwergwuchs und Welke. Die letztere ist am gefährlichsten, da sie Lücken in die herangewachsenen Bestände reißt, während der durch Sämlingsbefall entstehende Verlust durch dichtere Besetzung unter Ausmerzen schwächlicher Pflänzchen nahezu wettgemacht werden könnte. Bei der Umfallkrankheit vergilben die Samenblätter, während Wurzel und Stengelgrund faulen oder ohne deutliche Fäulnis verdorren. Je nach dem Zeitpunkt des Befalls kann entweder schon der junge Keimling erkranken, hinsiechen und absterben, oder aber die Pflanze hält durch, wächst jedoch langsamer und bleibt gestaucht. Bei schleichendem Verlauf wird das Absterben um Monate verzögert und erfolgt erst an der erwachsenen Pflanze, die oft von einer Seite zu welken beginnt und einige Stengel einbüßt, bis die Welke alle Ausläufer ergriffen hat und vernichtet. Wurzel, Wurzelhals und Stengel zeigen innerlich Gefäßverfärbungen im Holzteil, Haupt- und Seitenwurzeln häufig auch äußerlich erkennbare hellgelbliche, wässerige Schadstellen in einer Ausdehnung bis zu mehreren Zentimetern. Bei umfassendem Angriff können starke Pflanzen scheinbar über Nacht hinsiechen, welken und bald darauf verdorren. — Erreger: *Fusarium bulbigenum v. niveum*

(Abb. 25). Der Pilz ist schon 1894 als Ursache der Welke nachgewiesen (1). Er dringt, wie künstliche Bodeninfektionen bewiesen haben, vom Boden aus in die Pflanze ein. Als Eingangspforten dienen ihm die Wurzelhaube, Wurzelhaare, Interzellularen oder Wunden der Epidermis des Wurzelhalses (5, 9), auch durch Treibsand (6), Unwetter, Insekten oder andere Ursachen entstehende Beschädigungen und Wunden an Teilen über dem Boden. In den Holzteil vorgedrungen, wächst der Pilz in den Gefäßen vorwärts, zerstört die Gewebe in deren Bereich und dringt auch bisweilen in die Rindenschichten vor. In den größeren Gefäßen finden sich winzige einzellige, ovale Sporen (Mikrokonidien), die vielleicht vom Saftstrom getrieben, schnell bis in die jüngsten Teile der wachsenden Pflanze gelangen (9). Man kann den Pilz in allen Teilen der welkekranken Wassermelone feststellen, in Wurzelsystem, Stengel, Blattstiel, Blatt, Fruchtstiel, Frucht und sogar Samen. Die von kranken Pflanzen isolierten Pilzstämme des Welkeerregers schwanken (5, 6, 8, 13,) je nach Stamm in Wachstum, Färbung (purpur, rosa, weiß), Sporenproduktion (Konidien, Sporodochien, Sklerotien), sowie im Vermögen Kohlehydrate (z. B. Reisstärke) abzubauen und Säure bzw. Alkali zu erzeugen, bisweilen auch in ihrer Pathogenität. Sie sind aber sonst morphologisch ziemlich einheitlich und verhalten sich in dieser Hinsicht wie Welkepilze bei anderen Wirtspflanzen. Der Pilz gedeiht bei 24—28—32 (Min. 5, Max. etwa 35) ° C (5) (8). Er ist von Schwankungen der Reaktion in seinem Bereich ziemlich unabhängig und wächst bei Wasserstoffionenkonzentrationen von P_h 4,6—5,8 (P_h 3 bis P_h 8,4). Von Interesse ist die Tatsache, daß die Schäden durch Welke bei 25—28 ° stärker als bei 16—18 ° C auftreten, während die Verluste durch Sämlingsfäule umgekehrt bei 16—18 ° C höher sind als bei ansteigender Wärme (5, 6). Der Welkepilz kann wenigstens 16 Jahre selbst in Abwesenheit seiner Wirtspflanze im Boden ausharren. Verschieden hohe Zufuhr von Kalk, Stallmist und Kunstdünger erwies sich als wirkungslos gegen den Erreger. — Bekämpfung: Durch Bevorzugung resistenter Sorten. Die durch Kreuzung der eßbaren anfälligen Sorte „Eden" mit der ungenießbaren, aber resistenten„Citron"-Wassermelone erzielte Sorte „Conqueror" gilt als noch nicht genügend brauchbar. Man versuchte auch mit Inzucht und natürlicher Auswahl weiterzukommen. Am meisten versprechen Sorten, die durch neuere Kreuzungen entstanden sind, wie „Pride of Muscatine, Iowa King und Iowa Belle" (6, 7). Sie gaben hohe Erträge an marktfähigen guten Früchten. Die Bemühungen, noch bessere und festere Sorten zu erlangen, werden fortgesetzt. An sanitären Maßnahmen sind außerdem zu nennen: Beseitigung aller Feldrückstände, Vermeiden von Stallmistdüngung, Verhüten einer Infektion gesunder Felder mit Pilzsporen durch Schwemmwasser von verseuchten Böden; wenn nötig Aussetzen des Anbaues

anfälliger Melonen auf stark verseuchten Feldern für mindestens 10—12 Jahre.

Wurzelfäule. An zwei Örtlichkeiten im Gebiete von Astrachan gingen Wassermelonen *(Citrullus)* und Melonen *(Cucumis melo)* unter Welkeerscheinungen, Blattvergilbung, Wurzelhals- und Wurzelfäule zugrunde. — Erreger: *Fusarium reticulatum* (10). Der Pilz bildete an der Basis fußkranker Pflanzen ein weißliches Myzel. Bei starkem Befall verfaulte der Wurzelhals so schnell, daß die Pflanze umknickte und jäh abstarb.

Fruchtfäule. Über Fruchtfäule bei Wassermelonen durch Fusarien ist nur wenig bekannt. Vereinzelt finden sich jedoch Frucht-Fusariosen ohne Begleitung von *Gloeosporium lagenarium*, Bakterien und anderen bekannten Schädigern. — Erreger: *Fusarium scirpi* ist als Ursache einer Fäule an halbreifen Wassermelonen einmal bei Washington festgestellt (4) (Abb. 40). *Fusarium avenaceum* bewirkt in Südeuropa und Sibirien (11) bisweilen Fruchtfäule. In Frankreich erzeugt *F. solani v. Martii* [*F. citrulli* (12)] zusammen mit Bakterien, die für sich allein nicht angreifen, orangefarbige Faulflecken. Durch die Tätigkeit der dem *Fusarium* nachfolgenden Bakterien tritt eine schaumige Zersetzung ein. Dadurch wird die Fruchtschale aufgetrieben, so daß sie schließlich berstet.

Abb. 40. Wassermelonenfäule *(Citrullus vulgaris)* durch *Fusarium scirpi*

(1) Smith, Erw. F., The watermelon disease of the South. Amer. Assoc. Adv. Sci. Proceed. **43**: 289, 1894. — Wilt disease of cotton, watermelon and cowpea. U. S. Dept. Agr. Bull. 17, 1899.

(2) Orton, W. A., On the theory and practise of breeding disease-resistant plants. Amer. Breed. Assoc. **4**: 144—156, 1908. The development of disease resistant varieties of plants. Comptes rendus et rapports 247—265, 1911.

(3) Orton, W. A. and Meier, F. C., Diseases of watermelon. U. S. Dept. Agr. Farmers' Bull. 1277, 1922.

(4) Wollenweber, H. W., Studies on the Fusarium problem. Phytopythology **3**: 24—50, 1913. — Pilzparasitäre Welkekrankheiten. Ber. D. Bot. Ges. **31**: 30, 1913.

(5) Porter, D. R., Infection studies with watermelon wilt caused by Fusarium niveum EFS. Iowa Agr. Exp. Sta. Res. Bull. **112**: 346—368, 1928. — Pathogenicity of Fusarium niveum and the resistance of some watermelon hybrids. Phytopathology **20**: 116, 1930. — Some environmental relations of watermelon wilt; ebenda **22**: 813 bis 825, 1932.

(6) Porter, D. R. and Melhus, I. E., The pathogenicity of Fusarium niveum (EFS) and the development of wilt resistant strains of Citrullus vulgaris (Schrad.). Iowa Agr. Exp. Sta. Res. Bull. **149**: 123—184 a, 1932.

(7) Layton, D. V. and Wilson, J. J., Three new wilt-resistant varieties of watermelons. Abs. in Phytopathology **21**: 114, 1931.

(8) Sleeth, B., Physiologic strains of Fusarium niveum. Abs. in Phytopathology **22**: 24, 1932. — Relationship of Fusarium niveum to the formation of tyloses in melon plants. Abs. in Phytopathology **23**: 33, 1933. — Fusarium niveum, the cause of watermelon wilt. West Virginia Agr. Exp. Sta. Bull. 257, 1934.

(9) Yoshii, H., Pathological studies on watermelon wilt. On the mode of infection of the causal fungus, Fusarium niveum E. F. S. Bull. Sci. Fakult. Terkultura, Kjusu Imper. Univ. **5**: 313—326, 1933. — II. On the migration of microconidia. Ebenda **5**: 577—589, 1933 (Japan. mit englisch. Auszug). III. The pathological anatomy of the diseased seedlings. IV. The pathological anatomy of the affected plants. Ebenda **6**: 1—33, 1934 (Japan. mit engl. Auszug).

(10) Rodigin, M. N., Bemerkung über einen wenig bekannten Pilz, Fusarium reticulatum Mont. Morbi plantarum, Leningrad **17**: 154—156, 1928 (russisch).

(11) Muraschkinski, K. E., Auszüge a. d. Arb. d. Sibirischen Landw. Akad. **3**: 1—34, 1924 (russisch).

(12) Sartory, A., Sartory, R. et Meyer, J., Une maladie du Melon (Citrullus vulgaris) occasionnée par un Fusarium et une bactérie chromogéne. Comptes rendus Acad. Sci. **188**: 1434—1436, 1929. — Étude d'un Fusarium nouveau: F. citrulli. Comptes rendus Soc. Biol. **107**: 55—57, 1931.

(13) Orton, C. R., Dissociation of Fusarium niveum in soil. Abs. in Phytopathology **25**: 30, 1935.

***Citrus*, Apfelsine (Orange), Mandarine, Zitrone u. a.**

Fruchtfäule. Verluste durch *Fusarium*-Fruchtfäule erreichten die Höhe von 20—25% bei 10 Proben südafrikanischer Valencia-Apfelsinen, die bei 15° und 10° C gehalten wurden, während die Pilze bei höherer und niedrigerer Temperatur weniger stark tätig waren (1). In Australien entstand eine Herzfäule von heller rosiger Färbung durch *Fusarium*. Sie wurde bei Untersuchungen über Stielendfäule durch verschiedene Pilze an Valencia-Apfelsinen mit festgestellt (2). Die Tatsache, daß *Fusarium oxysporum* von Kartoffel auf Apfelsine übergehen kann und Fäulnis bewirkt, ist seit 1919 bekannt (3). In Kalifornien erzeugten auch drei von Pfirsich isolierte Fruchtfäule-erreger, nämlich *Fusarium avenaceum (F. pirinum)*, *F. solani* und *F. orthoceras* eine Fäule bei Apfelsinen (4). Von Wurzeln *(F. solani)* und Früchten *(F. lateritium)* isolierte Fusarien süßer Apfelsinen sind als Ursache einer langsamen Fruchtfäule reifer Apfelsinen erkannt (5). Die Fäule ist meist halbweich, außen hellbraun oder dunkler und innen ziemlich hellfarben. Gewöhnlich geht sie vom Stielende aus. Zitronen sind weniger anfällig, obwohl *Fusarium dimerum* auf Stippflecken oder kleinen Warzen in Süditalien (6) und *F. reticulatum (F. epithele)* in Australien (7) gelegentlich beobachtet worden sind. Am häufigsten ist auf Citrus-Früchten (Apfelsine, Mandarine und Zitrone) *F. lateritium*, das an kranken Bäumen von Citrus auch die Schlauchform *Gibberella*

baccata entwickelt. In Wundinfektionsversuchen (8) zeigten sich als Fäulniserreger an Apfelsinen und, wenn auch schwächer, an Zitronen mehrere von Südfrüchten, Kernobst, Himbeerholz usw. isolierte Fusarien, nämlich *F. lateritium* und *F. oxysporum v. aurantiacum* (letzteres von einem Rübensämling, *Beta vulgaris*) (Abb. 41). *F. lateritium* ging von Apfelsinen und Zitronen auf Äpfel über, von Himbeerholz *(Rubus idaeus)* auf Apfel und Zitrone. *F. lateritium* von einer spanischen Apfelsine erwies sich als schwächer pathogen für Apfelsinen als für Äpfel, während ein von einem toten portugiesischen Mandarinenbaum

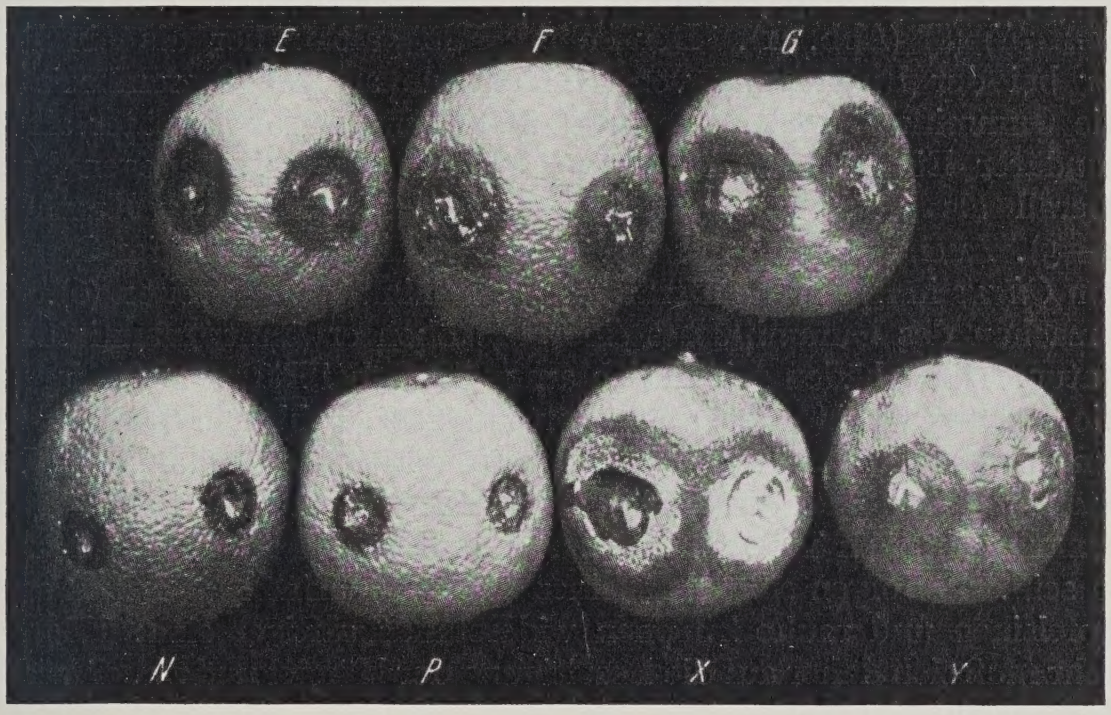

Abb. 41. Apfelsinenfäule mit Fusarien im Infektionsversuch erzielt. Das Fäulnisbild ist 4 Wochen nach Impfung dargestellt. Die Versuchspilze sind: *Fusarium lateritium:* E. von Zitrone aus Portugal; F von Zitrone aus Italien; G von Zitronenzweig aus Italien; N *F. lateritium* (= *F. lateritium* v. *fructigenum*) von Apfelknospenfäule aus England; P derselbe Pilz von einer Apfelsinenfrucht aus Spanien; X *Fusarium oxysporum* von einer Kartoffelknolle aus der Türkei; *Y Fusarium oxysporum* v. *aurantiacum* von einem Rübensämling aus Deutschland. (Nach Nisikado)

isolierter Vertreter des gleichen Pilzes Äpfel nur wenig, Apfelsinen aber stark angriff. — Bekämpfung: Mittelbar durch Baumpflege, um die Pilze niederzuhalten, und gesunde, unanfällige Früchte zu erzielen, Verhütung von Frostschäden, rechtzeitige Ernte, Sorgfalt beim Pflücken, Lagern und Versand.

(1) Kidd, M. N. and Tompkins, R. G., An analytical study of the mortality of orange fruits at various constant temperatures. Dept. Sci. & Indus. Res. Dept. Food Invest. Board f. 1927, p. 35—36, 1928.

(2) Young, W. J. and Read, F. M., The preservation of Citrus fruit. Progress Rept. of the Citrus Preserv. Committee. Journ. Australia Council Sci. & Indus. Res. 3: 69—76, 1930.

(3) Bisby, G. W., Minnesota Agr. Exp. Sta. Bull. 181: 1—47, 1919.

(4) Plakidas, A. G., Fusarium rot of the peach. Phytopathology 15: 92—98, 1925.

(5) Fawcett, H. S. and Lee, H. A., Citrus diseases and their control (McGraw-Hill Book Company, New York), p. 399, 529, 1926.

(6) Penzig, Fungi agrum. in Saccardo, Michelia **2**: 484, 1882.
(7) McAlpine, D., Fungus diseases of Citrus trees in Australia and their treatment. Dept. Agr. Victoria, Melbourne, p. 131, 1899.
(8) Nisikado, Y., Beiträge zur physiologischen Spezialisierung Obstfäule erregender Fusarien. Zeitschr. f. Parasitkde. **4**: 301—330, 1932.

Rindenfäule und **Spitzendürre** mit **Gummifluß** (Gummosis). In den Citrus-Pflanzungen der ganzen Welt mehr oder minder häufige Schäden (1—6). Sie gehen meist auf *Phytophthora* zurück, ferner auf *Botrytis, Diplodia* und *Sclerotinia,* während Fusarien eine untergeordnete Rolle zukommt. Festgestellt sind *Fusarium lateritium (F. limonis* (1), *F. solani* (6, 7) und *Hypomyces haematococcus (F. solani v. eumartii*) (8) (Abb. 31). Der erstere Pilz galt früher als ein Faktor bei der Entstehung von Rindenfäule an der Stammbasis sowie Gummifluß (mal di gomma) in Italien, ist aber später als sekundärer Einwanderer entlarvt. *Phytophthora* gilt dagegen heute überall als Hauptschädiger und Erreger der fraglichen Krankheit (2—5). Auch *F. solani,* das in Verbindung mit Gummosis im Gezweig von *Citrus* in Ägypten auftrat, konnte allein nicht angreifen (6). Die Ursachen des Gummiflusses sind, wie oben erwähnt, mannigfacher Natur. Die Schäden zeigen sich am meisten bei Bäumen, die irgendwie geschwächt sind durch Standortsungunst, Fehler in der Bewässerung, Rauch oder Gasvergiftung (Blausäure), mechanische Verletzungen und Nachwirkungen von Frost oder zu nahe an den Nullpunkt reichenden Temperaturen. Am anfälligsten scheint die Zitrone zu sein. Es folgen süße Apfelsinen und Mandarinen, während saure Apfelsinen und rauhe Zitronen widerstandskräftiger sind. Die Abwehr muß sich daher auf die Beseitigung der Mängel und zweckmäßige Sortenwahl richten.

(1) Briosi, G., Intorno al mal di gomma degli agrumi (Fusisporium limoni Briosi). Atti Accad. Lincei, Rend. Cl. Sci. Fis. Mat. e Nat. Ser. 3a, **2**: 485—496, 1878.
(2) Petri, L., Rassegna dei casi fitopatol. osserv. nel 1927. Boll. R. Staz. Pat. Veg. N. S. **8**: 1—50, 1928.
(3) Dufrenoy, J., Les champignons de la gommose des Citrus et la pourriture des fruits. Rev. de Bot. appliquée **6**: 747—754, 1926.
(4) McAlpine, D., Fungus diseases of Citrus trees in Australia and their treatment. Dept. Agr. Victoria, Melbourne, 1899.
(5) Fawcett, H. S., Gummosis of citrus. Journ. Agr. Res. **24**: 191—232, 1923.
(6) Sirag-el-Din, A., Citrus gummosis in Egypt. Min. Agr. Egypt. Tech. & Sci. Service (Mycol. Sect.) Bull. 131, 44 pp., 1934.
(7) Nach brieflicher Mitteilung von G. O. Ocfemia aus Los Baños, vom 27. November 1934 erwies sich ein zur Bestimmung übersandtes und von den Verfassern mit *F. solani* identifiziertes Fusarium im Wundinfektionsversuch an Bäumen von *Citrus maxima* (Burm.) Merr. und anderen *Citrus*-Arten einschließlich *C. mitis* Blanco als stark pathogen und übertraf in seiner Schadwirkung als *Gummosis*-Erzeuger sogar *Diplodia.*
(8) Nach brieflicher Mitteilung von G. O. Ocfemia aus Los Baños vom 5. März 1935 erwies sich ein von M. S. Celino mit Konidien und roten Perithezien auf braunen bis rosigen zerstreuten Lagern auf einem spitzendürren (1 m langen und 3 cm dicken) Aste von *Citrus nobilis* beobachteter Pilz als identisch mit einem als Ursache einer Rinden-Braunfäule am Kakaostamme schon vorher nachgewiesenen Vertreter des *Hypomyces haematococcus.* Der Citruspilz zeigte sich nun ebenfalls als pathogen und erzeugte nach Einimpfung in kleine Wunden Rindenfaulflecken, die bereits nach

1 Monat deutlich erkennbar waren, in 4 Monaten bis 2,5 cm Größe erreichten, aber später durch Verkorkung sich abkapselten. Konidien und Perithezien erschienen sowohl auf dem spontan erkrankten als auch auf dem künstlich infizierten Aste. Der Pilz kann übrigens nur als schwach pathogen bezeichnet werden.

Fusarien und zugehörige **Schlauchformen gegen Schildläuse an Citrus.**

Als Helfer zur Niederhaltung der Schildlausplage sind Fusarien der Gruppen *Macroconia, Pseudomicrocera, Arachnites* u. a., oder Schlauchformen (mit entsprechenden sichelförmigen Konidien) der Gattungen *Nectria (Sphaerostilbe), Calonectria* u. a. von ökonomischer Bedeutung. Sie sind, besonders in subtropischen und tropischen Gebieten, in allen Weltteilen vertreten, und einige dringen hier oder da auch in die kühleren gemäßigten Zonen vor. Am verbreitetsten sind *Fusarium coccophilum (Microcera coccophila),* die Konidienform von *Nectria (Sphaerostilbe) coccophila* (Abb. 7); *Fusarium jurnanum (Pseudomicrocera Henningsii),* die Konidienform von *Calonectria diploa* (Abb. 9); und *Fusarium larvarum (F. aspidioti)* [1]) (5—7) (11—12) (Abb. 10), deren Schlauchform noch unbekannt ist. Auf *Citrus*-Schildläusen finden sich außerdem folgende Fusarien mehr oder minder häufig: *Fusarium lateritium (Gibberella baccata), F. lateritium v. longum, F. moniliforme, F. stilboides, F. sambucinum (Gibberella pulicaris), F. sambucinum* f. 2, *F. scirpi* und *F. scirpi v. caudatum.* Über die Bedeutung dieser letzteren Fusarien als Schildlausparasiten sind wir noch nicht genügend unterrichtet, während Vertreter von *F. lateritium, F. scirpi* und *F. sambucinum* als Fruchtfäuleerreger bekannt sind und *F. lateritium* auch die Blütenzweige von Obstbäumen befällt. *Gibberella pulicaris (Fusarium sambucinum),* zu deren Synonymen auch *Calonectria coccidophaga* Petch zählt (vergleiche Seite 7 und 76), ist als Bewohner von Schildläusen mehrfach nachgewiesen und zwar auf *Lepidosaphes Beckii* und *Aspidiotus* an *Citrus* in Südafrika, auf *Aspidiotus* an *Eucalyptus* und auf *Planchonia acaciae* an *Acacia* in Australien sowie auf *Chionaspis salicis* an *Tilia* in Deutschland. *Fusarium lateritium v. longum,* ein anderer Schildlauspilz, zu dessen Synonymen *Microcera mytilaspidis McAlpine* rechnen dürfte, würde nach McAlpine auf *Mytilaspis* an *Hymenanthera dentata* in Australien schmarotzen. Zu klären bleibt die Frage, ob es sich hier um zufällige Vergesellschaftungen mit Schildläusen oder um Coccidien-Parasiten handelt. Dasselbe gilt für die auf *Parlatoria zizyphi* an

[1]) Diese Pilze finden sich in der Literatur unter verschiedenen Namen: Die Nebenfruchtformen unter *Atractium, Microcera, Pseudomicrocera* und *Discofusarium,* Schlauchformen der Gattung *Nectria* oft auch bei *Sphaerostilbe* und *Corallomyces,* solche von *Calonectria* bei *Nectria* und von *Gibberella* bei *Lisea* eingeordnet. In der vorliegenden Übersicht sind aus den im systematischen Teil vorausgeschickten Gründen alle Nebenfruchtformen mit sichelförmigen Sporen, die in den erweiterten Rahmen der Gattung *Fusarium* fallen, als Fusarien bezeichnet und die Schlauchformen bei *Nectria, Calonectria* und *Gibberella* untergebracht.

Citrus schmarotzende *Gibberella (Lisea) parlatoriae* (Zimm.), deren Konidienstufe vielleicht *Fusarium lactis* ist. (Siehe unter *Ficus*.)

Viel wichtiger ist *Fusarium coccophilum (Microcera coccophila)* = *Nectria (Sphaerostilbe) coccophila* (Abb. 42). Dieser kosmopolitische Pilz ist in seinem Parasitismus nicht wählerisch und schmarotzt auf einer Reihe von Citrus-Cocciden u. a. (siehe Seite 305 auch für die anderen Pilze) (4—7).

Fusarium juruanum (Pseudomicrocera = *Microcera Henningsii, M. Merrillii, M. Fujikuroi)* = *Calonectria (Nectria) diploa* ist als Parasit auf Schildläusen u. a. von ähnlicher Bedeutung wie der vorige Pilz.

Zu den Citrus-Cocciden tötenden Fusarien ohne bekannte Schlauchform zählt das gleichfalls kosmopolitische *Fusarium larvarum* (= *F. aspidioti*).

Außer den Schildläusen wird auch die sogenannte weiße Fliege (white fly), *Dialeurodes (Aleyrodes) citri*, die Mottenschildlaus, von Pilzen, die auf Cocciden schmarotzen, angegriffen, z. B. von *Fusarium coccophilum* = *Nectria (Sphaerostilbe) coccophila*. *Dialeurodes* auf Citrus in Nordamerika (U. S. A.) und auf Laurus wird ferner befallen von *Fusarium scirpi* = (*F. aleyrodis*), einem weißfransigen Pilze, der die Larven einsäumt und später mit rosigen Sporenmassen aus sichelförmigen, septierten Konidien fruchtet.

Abb. 42. Der rosige Schildlauspilz *Nectria (Sphaerostilbe) coccophila*: In der Abbildung durch stiftartige, von weißem Luftmyzel umkränzte Auswüchse, nämlich die stilboiden Stromata des Schildlaus-Parasiten, auf einem Zweige und weiße Pilzmyzelflecken auf der Fruchtschale von *Citrus* gekennzeichnet. Die dunkleren Polster auf dem Zweige und der Frucht sind die des schwarzen, filzigen Schildlaus-Parasiten *Myriangium Duriaei*, der ebenfalls zur Niederhaltung der Schildlausplage beiträgt

Im Kampfe gegen Schildläuse ist *F. coccophilum (Nectria coccophila)* wiederholt eingesetzt. Im Jahre 1897 schienen die Schildläuse in Florida dort, wo dieser entomogene Pilz vorhanden war, stark dezimiert zu sein. Als man später auch künstliche Reinzuchten des Pilzes ansiedelte, waren Erfolge besonders in solchen Pfirsich- und

Citrus-Pflanzungen festzustellen, wo der Schildlausparasit bisher fehlte. Versuche den Schmarotzerpilz in den Nordstaaten der Union und in Kanada einzuführen, schlugen jedoch fehl (2, 3). Sogar in Alabama und Georgia, wo der Pilz auf der Eichenschildlaus *Chrysomphalus obscurus*, häufig ist, zeigte er sich unwirksam gegen *Aspidiotus*. Florida ist der einzige Staat der Union, in welchem der Parasit als wertvoller Helfer gegen Schildläuse Geltung hat (1, 9—10). Der Pilz ist im Oktober 1909 auch in Apfelgärten New Yorks (Long Island) an *Aspidiotus perniciosus* beobachtet. Auch auf Johannisbeersträuchern *(Ribes rubrum)* am Hudson-Flusse wurde der Pilz auf Schildläusen festgestellt. Da beim Spritzen der Obstbäume mit Schwefelkalk entomogene Pilze getötet werden, können sie nicht in Gärten und Pflanzungen verwendet werden, wo regelmäßig gegen Schadpilze und Insekten gespritzt werden muß.

Die Reinzüchtung und reichliche Sporenbildung ist bei allen hier genannten entomogenen Pilzen erreicht, aber der erfolgreichen Verwendung dieser Nützlinge stehen klimatische und andere Schwierigkeiten im Wege. In einem zu kühlen und trockenen Klima ist die Sporenkeimung und Vermehrung, der entomogenen Pilze gehemmt. Die Schildlausplagen wechseln. Sie nehmen zu in einem oder zwei Jahren, erreichen einen Höhepunkt und nehmen dann wieder ab, weil inzwischen ihre Pilzfeinde sich so stark vermehrt haben, daß die Plage allmählich erlischt. Wie weit hier der Mensch durch künstliche Anreicherung der Pflanzungen mit entomogenen Pilzen erfolgreich nachhelfen kann, darüber gehen die Meinungen auseinander (8). Wo sie aber von Natur vorkommen und geeignete Entwicklungsbedingungen vorfinden, z. B. in den Golfstaaten Amerikas, tragen sie zur Sicherung der Ernten an Südfrüchten wesentlich bei.

(1) Rolfs, F. M., in P. H. Proc. Florida Hort. Soc. 1897, p. 95—96.

(2) Smith, J. B., Rept. of the Entomologist. New Jersey Sta. Rept. f. 1897, p. 470—479, 1898. — Rept. f. 1898, p. 445, 1899. — Rept. f. 1903, p. 567, 1904.

(3) Stewart, F. C., Notes on New York plant diseases I. N. Y. Agr. Exp. Sta. Geneva Bull. 328, p. 321—323, 1910.

(4) Reinking, O. A., Citrus diseases of the Philippines, Southern China, Indo China, and Siam. The Philippine Agr. 9: 121—179, 1921.

(5) Petch, T., Studies in entomogenous fungi. I. The Nectriae parasitic on scale insects. Trans. Brit. Myc. Soc. 7: 89—167, 1922.

(6) Petch, T., Presidential address. Fungi parasitic on scale insects. Ebenda 7: 18—40, 1922.

(7) Petch, T., Parasites of scale-insect fungi. Ebenda 8: 206—212, 1923.

(8) Petch, T., Entomogenous fungi and their use in controlling insect pests. Ceylon Dept. of Agr. Bull. 71, 40 pp., 1925.

(9) Floyd, W. L., Citrus insects and diseases in Florida. Amer. Fruit Grower, 44: 16, 35, 42—43, 1924.

(10) Watson, J. R. and Berger, E. W., Citrus insects and their control. — Florida Agr. Exp. Sta. Bull. 183, 133 pp., 1926.

(11) Wollenweber, H. W., Fusarium-Monographie. Fungi parasitici et saprophytici. Zeitschr. f. Parasitkde 3: 269—516, 1931.

(12) Pulselli, A., Microcera coccophila Desm. (1848). Boll. R. Staz. Pat. Veg. N. S. 7: 300—329, 1927. — Derselbe, La Sphaerostilbe coccophila Tul. come parassita dell Aonidia lauri Bouchè edi altri insetti. Ebenda 8: 262—283, 1928.

Coffea arabica, Kaffeebaum.

Rindenfäule. Ein 30 Jahre alter Bestand von *Coffea arabica* zeigte in einer Pflanzung im Usambara-Gebirge (Tanganyika-Gebiet, Ostafrika) infolge starken Rückschnitts starken Befall (1,2). Die jungen Schößlinge wurden an der Basis rindenfaul. Die Faulflecken waren zimt- bis olivbraun, dunkelten später nach und hatten eine orangerötliche Übergangszone am noch grünen, gesunden Grenzgewebe. Bei gürtelartiger Umfassung und mit zunehmender Eintrocknung entstanden Einschnürungen, oberhalb deren der Zweig oder Sproß abstarb. Bei starkem Befall wurde auch der Baumstumpf angegriffen. Manche Kaffeebäume gingen ganz zugrunde. — Erreger: *Fusarium lateritium v. longum.* Infektionsversuche gelangen nur mit diesem, nicht aber mit anderen bisweilen vergesellschaftet mit ihm gefundenen Pilzen wie *F. solani v. eumartii* und *Gloeosporium coffeicola.* Der Rindenpilz erzeugte auch rundliche oder ungleichmäßige, braune Blattflecken. Von den Blattnarben aus gelangt der Pilz in die Zweige; seine Sporen werden häufig auf die Narben abgefallener Blätter gespült oder verstäubt und stecken gesunde Triebe an. Nur *C. arabica* erwies sich als anfällig. — Bekämpfung: Durch Vorsicht beim Zurückschneiden, nicht zu plötzliches Kappen, da ältere Bäume dies nicht vertragen. Ein Ausschneiden kranker Teile, das die Verbreitung des Pilzes verhindern würde, dürfte kaum durchführbar sein.

Rindenfäule ist auch an Kaffeebäumen in den Zentral-Anden Südamerikas beobachtet. Die weichfaulen, grünlich verfärbten Befallstellen enthielten außer *Fusarium* noch Bakterien und strömten einen stechenden Geruch aus (3). Ebenso dürfte es sich bei der auf Sumatra beobachteten Spitzendürre von Kaffee um eine von der afrikanischen Fusariose verschiedene Krankheit handeln, da hier neben anderen Pilzen *Fusarium moniliforme* festgestellt werden konnte (4). Infektionsversuche stehen noch aus.

Sämlingssterben. Eine Sämlingkrankheit (5) auf Porto Rico wird auf *Fusarium moniliforme* zurückgeführt. In Nyasaland in Afrika litten Kaffeepflanzen in Saatbeeten, die überwässert worden waren, unter einer Fusariose, die durch Anwendung von Bordeauxbrühe zum Stillstand gebracht werden konnte (6). Junge infolge Vernachlässigung kümmernde Pflanzen wiesen Pilzbefall auf, bei dem *Fusarium* neben *Phoma* und *Pestalozzia* beteiligt war.

Beerenbefall. Durch den Kaffeekirschenkäfer *Stephanoderes* angebohrte reifende, sonstwie kümmernde oder unter der in Brasilien „café chocho" genannten Befallsform leidende Früchte zeigten häufig Verpilzung, wobei neben *Gloeosporium, Verticillium* und *Nectria coffeigena* noch Angriffe durch *Fusarium lateritium (F. rimicolum)* (7) nachzuweisen waren. Bei der Nachprüfung wäre es von Interesse, durch Infektionsversuche festzustellen, ob nicht ein und derselbe Erreger für Rindenfäule, Spitzendürre und Beerenbefall in Frage kommt.

(1) Storey, H. H., A bark disease of coffea in East Africa. Ann. Appl. Biology 19: 173—184, 1932. — Plant Pathology: Second Ann. Rept. East African Agr. Res. Sta. Amani f. 1929/30, 1930.

(2) Wallace, G. B., Tanganyika Territory Dept. Agric. Mycol. leaflets 1—6; 7; 9; 10; 12—14, 1930—1933.

(3) Toro, R. A., Plant disease notes from the Central Andes II. Phytopathology 19: 969—974, 1929.

(4) Bally, W., Eerste rapport over de topsterfte van de Koffie in de Residenties Benkoelen en Palembang. Arch. voor Koffiecult. Nederl. Indie 2: 53—132, 1928.

(5) Seaver, F. J., Chardon, C. E., and Toro, R. A., Supplement to mycology. ex Scientific survey of Porto Rico and the Virgin Islands. New York Acad. Sci. 8: 209—225, 229—240, 1932.

(6) Smee, C., First report on pests and diseases of Coffee in Nyasaland. Ann. Rept. Dept. Agric. Nyasaland p. 17—19, 1927.

(7) Averna-Sacca, R., As manifestações pathologicas que acompanham o desenvolvimento da broca Stephanoderes hampei Ferr. (= St. coffeae Hag.) nos fructos ou nas sementes do Cafeeiro. Comm. Estud. e Debellação da Praga Caffeira (Secret. da Agric. Comm. e Obras Publ., São Paulo) Publ. N. 15, 87 pp. 1926.

Colocasia, Blattwurz (engl. Dasheen), Kolokasie.

Pulverig-graue Lagerfäule. Nach den Vereinigten Staaten eingeführte Knollen (japanischer Herkunft) dieser eßbaren, stärkereichen *Aracee,* nämlich *C. antiquorum* Schott (= *C. esculenta* Schott), zeigen bisweilen Fäulniserscheinungen während der Lagerung. Anfänglich entstehen weichfaule, bei Hinzutritt von Bakterien außen schleimig überzogene Faulstellen, die später pulverig trocken und grau werden (Abb. 43). Sie bleiben flach (1—2 mm), dringen mehr oberflächlich vor als in die Tiefe und hinterlassen bei Austrocknung pulverig-krümelige Schadflächen. — Erreger: *Fusarium solani.* Der Pilz greift nur von Wunden aus und unter feuchtwarmer, dagegen nicht bei verhältnismäßig kühler Aufbewahrung (8,2—10 °C) an. Sowohl von Kartoffel als auch von Kolokasien stammende Isolierungen des Pilzes erwiesen sich als pathogen. Zuerst wird die Mittellamelle und von dieser aus auch die Zelle selbst zerstört, so daß das Gewebe schließlich zerfällt. Der Pilz greift in ähnlicher Weise die amerikanische ebenfalls stärkeliefernde, eßbare *Aracee, Xanthosoma sagittifolium* (L.) Schott, an (1). — Bekämpfung: Kühle Lagerung wirkt dem Befall entgegen, dem größere ökonomische Bedeutung kaum zukommt.

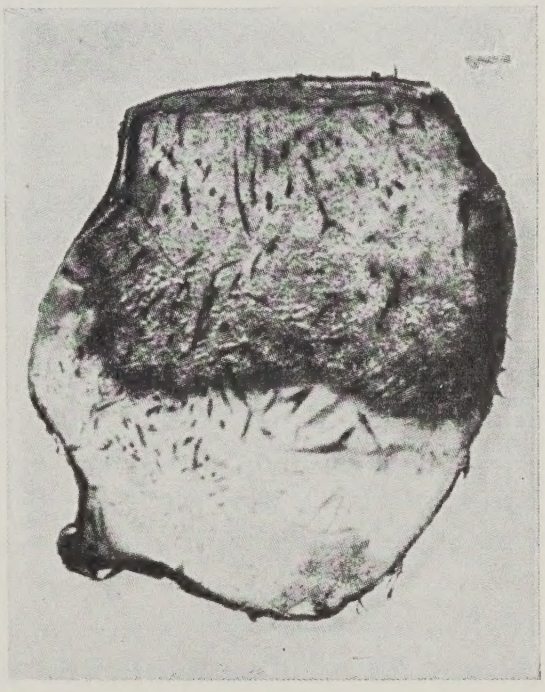

Abb. 43. Pulverig-graue Lagerfäule der ökonomisch wichtigen Aroidee *Colocasia esculenta.* Erreger: *Fusarium solani.* (Nach einem Infektionsversuch von Harter)

(1) Harter, L. L., Storage-rots of economic aroids. Journ. Agr. Res. 6: 549 bis 571, 1916.

Coniferen, Nadelhölzer: *Abies* (Tanne), *Cedrus* (Zeder), *Larix* (Lärche), *Pseudotsuga* (Douglasie), *Picea* (Fichte), *Pinus* (Kiefer), *Taxus* (Eibe) u. a.

Umfallkrankheit ("damping-off"): In forstlichen Saatkämpen und gärtnerischen Anzuchtbeeten erleiden die jungen Aussaaten der Nadelhölzer oft merkliche Verluste durch den Angriff von Schadpilzen *(Pythium, Rhizoctonia, Fusarium* usw.). Die befallenen Sämlinge werden wurzelkrank und verdorren unter Bräunung der Nadeln, oder

Abb. 44. Umfallkranke Kiefernsämlinge *(Pinus silvestris).* Erreger: *Fusarium bulbigenum* v. *blasticola*

sie faulen am Wurzelhalse, fallen um und sterben ab (Abb. 44). Bei starkem Befall entstehen wie verbrannt aussehende Fehlstellen oder Lücken in Einzelreihen, bei schwacher Erkrankung ist der Ausfall kaum merklich und auf Einzelpflänzchen beschränkt. Verluste durch Umfallkraknheit sind aus Europa (1—8) und Nordamerika (U. A. S.) (8—13), gemeldet, aber nicht überall genauer erfaßt. — Erreger: In Europa besonders *Fusarium oxysporum v. aurantiacum (Fusoma parasiticum* Tubeuf, *Fusoma pini* Hartig) (1, 2), *F. oxysporum v. aurantiacum* f. 1 *(F. macroxysporum* Lindfors) (3) (Abb. 27) und *F. bulbigenum v. blasticola (F. blasticola* Rostrup) (4) (Abb. 25). Außer diesen mehr gefäßparasitären Pilzen schädigen noch solche, die eine von außen nach innen fortschreitende Wurzelfäule bewirken wie *Fusarium culmorum, F. avenaceum (F. venenorum)* (8), *F. sambucinum (F. subcarneum)* und *F. scirpi v. acuminatum.* Wichtige Infektinosquellen sind der Waldboden, in dem diese Pilze leben, aber auch Geäst, Reisig, Zapfen von Nadelbäumen und andere Schlupfwinkel mit Myzel und Keimen dieser Schadpilze, die also mit verpilztem Samen ebenfalls verschleppt werden können. In Nordamerika, wo die Umfall-

krankheit unter natürlichen Verhältnissen eine untergeordnete Rolle zu spielen scheint, zeigten sich bei künstlichen Infektionsversuchen eine Reihe von Pilzen verschiedener Herkunft mehr oder minder pathogen, besonders *Fusarium sporotrichioides, F. arthrosporioides* und *F. sambucinum* f. 6 *(F. sulphureum* Schl.*)*; in geringerem Maße je nach Pilzstamm auch gewisse Vertreter aus den Formenkreisen von *Fusarium culmorum, F. solani, F. othoceras, F. moniliforme* und *F. oxysporum* (13). Als anfällig wurden nachgewiesen *Pinus Banksiana, P. resinosa* und *Picea Engelmanni;* letztere litt besonders. In erster Linie wurde die Pfahlwurzel angegriffen. Bei sehr frühem Befall erfolgt Umfallen der Sämlinge (3, 7, 9—12). Ältere Sämlinge bleiben aufrechtstehend, kümmern jedoch, lassen Nadeln fallen oder sterben auch ganz ab. In Europa leiden folgende Nadelhölzer: *Abies concolor, Larix leptolepis, Pinus silvestris, P. ponderosa, Picea Engelmanni, P. pungens, P. sitchensis* und *Pseudotsuga,* weniger *Picea excelsa.* Aus Italien werden Sämlingsschäden bei *Cedrus libani* und *C. deodara* durch *Fusarium fuliginosum* und *F. echinosporum* (5) sowie bei *Pinus australis* durch *Fusarium graminearum (Gibberella Saubinetii)* (6) gemeldet. Nadeln und Zweige älterer, frostbeschädigter Coniferen *(Juniperus, Picea, Taxus)* sind in Schmuckanlagen oft von *Fusarium lateritium (Gibberella baccata)* besiedelt, deren Pathogenität jedoch nicht erwiesen ist. — Bekämpfung: Geringer Ausfall wird durch dichte Aussaat wettgemacht, zumal Pflanzen, die über die anfällige Sämlingsstufe hinaus durchhalten, gewöhnlich gesund bleiben. Tritt starker Befall Jahr für Jahr auf, so muß die Anzuchtfläche gewechselt werden. Man verwende gesundes Saatgut, wenn nötig beize man den Samen 10 Stunden in 0,05%iger Kupfervitriollösung und wasche mit Kalkmilch aus, um Schädigungen der Keimkraft zu vermeiden (6). Auch Formalin (0,1%, 15 Min.) (3), Zinkchlorid und Schwefelsäure werden als Beizmittel empfohlen. Den Boden kann man entseuchen durch 3%iges Kupfervitriol (5—6 Liter je qm) 1 Monat vor der Aussaat, unter Wiederholung 15 Tage später (1,3%ige Lösung) sowie direkt nach der Aussaat (1%ige Lösung) (5).

Fusarium gegen Kiefer-Blasenrost *(Cronartium).* Der Sichelsporling *Fusarium bactridioides* (14) fand sich an Zapfen von *Pinus leiophylla* in Arizona in Gesellschaft von *Cronartium conigenum,* auf der Rinde der Bergkiefer *(Pinus monticola)* mit *Cronartium ribicola* und auf *Pinus contorta* mit *Cronartium Harknessii* und *Cr. filamentosum* in Oregon. Infektionsversuche zeigten, daß *F. bactridioides* Blasenrostpilze der Gattung *Cronartium (Cr. ribicola, Cr. Harknessii, Cr. filamentosum)* auf Bergkiefer und anderen Kiefern (z. B. *Pinus contorta*) zu zerstören vermag. In alten Blasenrostherden fand sich bisweilen noch *Nectria episphaeria v. coronata* mit ihrer Konidienform *Fusarium aquaeductuum* vor.

(1) von Tubeuf, K., Pflanzenkrankheiten. Berlin (Julius Springer) 1895, S. 521.

(2) Hartig, R., Ein neuer Keimlingspilz. Forstl. naturw. Z. I, 432—436, 1892. Lehrb. d. Pflanzenkrankheiten S. 117, 1900.

(3) Lindfors, T., Studier över Fusarioser. II. Om Fusariumangrepp på späda Barrträdsplantor. Centralanst. för försöksväsendet på jordbruksomradet Medd. 238, p. 8, 1922.

(4) Rostrup, F. G. E., Gartner Tidende S. 122, 1895. — Plantepatologi, Haandbog i Laeren om Plantesygdomme for Landbrugere, Havebrugere of Skovbrugere. Kjöbenhavn S. 600, 1920, und frühere Auflagen ab 1902.

(5) Sibilia, C., Due specie di 'Fusarium' parassite di piantine di conifere: F. fuliginosporum n. sp. e F. echinosporum n. sp. — Ann. R. Ist. Sup. Agr. Forestale ser. II, 1: 77—97, ic. 1925; ibid. p. 145—154, 1926 (Riv. Pat. Veg. **16**: 196, 1926.

(6) Preti, G., Moria delle piantine di "Pinus australis" per "Fusariosi". Riv. Pat. Veg. **23**: 363—369, 1933.

(7) Christoff, A., Umfallkrankheit der Koniferensämlinge und ihre Abwehr (bulgarisch). Sonderdruck aus der Forstl. Z. Sofia 19; 55 S. 1933 (engl. Auszug).

(8) Dounin, M. et Goldmacher, N., Quelques maladies épidemiques des jeunes plantes dans les pépinières des forêts. Actes 1er Congr. Internat. de Sylvicult. **5**: 284—298, 1926 (Auszug Bot. Zentr. N. F. 11; 126, 1927).

(9) Spaulding, P., The damping-off of coniferous seedlings. Phytopathology **4**: 73—88, 1914.

(10) Hartley, C., Merrill, F. C. and Rhoades, A. S., Seedling Diseases of Conifers. Journ. Agr. Research **15**: 521—558, 1918.

(11) Hartley, C., Damping-off in forest nurseries. U. S. Dept. Agr. Bull. 1934, 99 pp. 1921.

(12) Rathbun, A. E., Root rot of pine seedlings. Phytopathology **12**: 213—220, 1922. — Damping-off of taproots of conifers. Ebenda **13**: 385—391, 1923.

(13) Rathbun-Gravatt, Annie, Direct inoculation of coniferous stems with damping-off fungi. Journ. Agr. Res. **30**: 327—339, 1925. — Germination loss of coniferous seeds due to parasites. Ebenda **42**: 71—92, 1931.

(14) Wollenweber, H. W., Fusarium bactridioides sp. nov. associated with Cronartium. Science N. S. **79**: 572, 1934.

Crassula, Dickblatt.

Triebfäule. Die befallenen Triebe von Gewächshaustopfpflanzen der *Crassula rubicunda* zeigen eingeschnürte dunkelbraunfaule begrenzte Abschnitte besonders an Zweiggabelungen, oberhalb deren die Pflanze fahl wird, welkt und abstirbt. — Erreger: *Fusarium avenaceum*, das auch auf anderen Zierpflanzen wie Nelken, Astern, Goldlack usw. vorkommt, fand sich als Myzel im Faulgewebe, in lachsrosigen Sporenlagern, die nach außen drangen, und gilt als Ursache. — Bekämpfung: Durch Ausscheiden erkrankter Teile, Spritzen mit Kupfermitteln, pflegliche Behandlung der Pflanzen, Vermeiden zu starken Gießens.

(1) Pape, H., Eine Triebwelke bei *Crassula rubicunda*. Gartenwelt **34**: 691, 1930. Krankh. u. Schädlinge der Zierpflanzen. Berlin (Paul Parey) 1932, S. 161.

Crocus, Safran.

Trockenfäule der Zwiebelknolle kommt bisweilen im Winterlager vor, jedoch kaum in bedrohlichem Umfang. Die Knollen gehen unter Einschrumpfung und Verhärtung (Mumifikation) zugrunde. — Erreger: *Fusarium oxysporum-* und *bulbigenum*-Formen, die morphologisch mit den Erregern ähnlicher Fusariosen der Gladiolen und Narzissen übereinstimmen, sind im Faulgewebe festgestellt und kommen als Ursache der Trockenfäule in Frage. In Japan (1) werden die Knol-

len und Wurzeln des Saffrans im Freiland in der Zeit kurz vor dem Abernten (Ende April/Mai) von einer Fusariose befallen, als deren Erreger *Fusarium bulbigenum v. blasticola* festgestellt ist. Im Infektionsversuch zeigte sich dieser Pilz als pathogen für Crocus, aber nicht für Zwiebelsämlinge *(Allium)*. Er gedeiht am besten bei etwa 28° (Min. 8—14, Max. über 40°) C und greift bei ziemlich hohen Bodentemperaturen von 32°, dagegen kaum noch bei solchen unter 20° C an.

(1) Abe, T., Studies on a new dry-rot disease of the bulb of Crocus sativus L. caused by Fusarium bulbigenum Cke. et Mass. v. blasticola (Rostr.) Wr. Trans. Tottori Soc. Agr. Sci. 4: 212—228, 1933 (Japanisch mit englischem Auszug).

Crotalaria juncea, Bengalischer Hanf, Sunn oder Shanapum.

Welke. Beträchtliche Verluste durch Welke entstehen beim Anbau dieser wichtigen Gespinnstpflanze in Trinidad (1); auch bei asiatischen (Indien) und afrikanischen (an *Crotalaria striata* in Uganda) Meldungen handelt es sich wohl um Welke. Die Krankheit ergreift etwa einen Monat alte Sämlinge von den Wurzeln aus und stößt in den Gefäßen nach oben vor. Schon drei Wochen nach Infektion machen sich Welkemerkmale geltend, und binnen 3½ Monaten sterben die befallenen Pflanzen ab. — Erreger: Eine nicht näher beschriebene vielleicht zu *F. vasinfectum* gehörige Form, die auf *Cajanus* aber nicht auf Baumwolle übergeht und auch Kichererbse *(Cicer)*, Vignabohne *(Vigna)*, Bengalbohne *(Mucuna aterrima)* und Schwertbohne *(Canavalia ensiformis)* verschont (1,2, 5). Bei feldmäßigem Anbau in Trinidad breitete sich die Welke der Sämlinge von vorjährigen Befallsflächen des schon strichweise verseuchten Geländes in einer mit der Entfernung vom Ursprungsherd abnehmenden Befallsdichte über den ganzen Bestand aus und führte zum vorzeitigen Absterben der entwickelten Pflanzen. Bei frühem Befall gelingt es der Pflanze neue Wurzelsprosse zu bilden, und je nach Schwere der Infektion verläuft die Welke mehr oder minder chronisch. — Bekämpfung: In Ermangelung resistenter Sorten, die man durch Selektion vielleicht später erzielen wird, ist man angesichts der Tatsache, daß der Pilz durch kranke Saat verschleppt werden kann, auf Verwendung gesunder oder gebeizter (Uspulun, Sublimat) Saat und Beschränkung des Anbaues auf welkefreie Böden angewiesen.

Fusariosen. Auch **Hülsenbefall** durch ein nicht näher bestimmtes *Fusarium* kommt vor und zwar an Sunn-Hanf auf Java (3). Ferner Einzelbefall bei *Crotalaria usaramoensis* auf Java (4) durch *Fusarium semitectum v. majus*, sowie Erkrankungen an *Cr. striata* und *Cr. spectabilis* in Amerika (U. S. A.), die aber nicht als Welke angesprochen werden können.

(1) Briant, A. K., and Martyn, F. B., Diseases of cover crops. Trop. Agriculture 6: 258—260. 1929.

(2) Thorold, C. A., Fusarium wilt disease of Sunn Hemp II. Trop. Agriculture 8 176—177, 1931.

(3) Thung, T. H., Phytopath. Waarnemingen: ex Jaarverslag; 1929/30, Apr. 1930. Proefstat. v. Vorstenlandsche Tabak, Meded. 69: 21—40, 1930.
(4) Van Overeem, C., Schimmelziekten van Crotalaria usaramoensis Baker. De Thee 6: 72—77, 1925.
(5) Mitra, M., Wilt disease of Crotalaria juncea Linn. (Sann-Hemp). Indian Jour. Agr. Sci. 4: 701—714, 1934.

Cucumis melo, Melone, Zuckermelone.

Welke. Im Freilandanbau von Muskat- oder Netzmelone *(C. melo v. reticulatus)* tritt eine ernstliche Welkekrankheit auf, die im Jahre 1932 in Minnesota, U. S. A. (1) über die Hälfte der Pflanzen, Sämlinge wie auch ältere Bestände, in verseuchten Bodenflächen zum Absterben brachte und bei schwerem Befall Verluste bis 95% des Bestandes nach sich zog. Deutliche kastanienbraune Flecken an Wurzel und Stengelgrund können sichtbar sein oder auch fehlen. Die Flecken bilden, wo sie auftreten, besonders bei spät angegriffenen Pflanzen, an der Hauptachse in Bodenhöhe, nach unten und oben ausgreifende einseitige Längsstreifen von geringer bis zu 70 cm Ausdehnung, auf denen hernach die lachsrosigen Fruchtlager des als Ursache der Welke festgestellten Pilzes entstehen können. — Erreger: Der Pilz (2) wird hier vorläufig als *Fusarium bulbigenum v. niveum*-Form dem Welkepilz der Wassermelone, *F. bulbigenum v. niveum* (siehe *Citrullus*), gegenübergestellt, als eine an Muskatmelone angepaßte Form also, die auf *Citrullus* nachweislich nicht übergeht (1). Morphologische Unterschiede sind nicht nachgewiesen. Ein hierhergehöriger Pilzstamm bildete lachsrosige Konidienlager auch auf der Oberfläche einer Netzmelone aus Montreal, Kanada (2). Eine Fäulnis war hier noch keineswegs eingetreten und der Befall nur durch die leuchtende Farbe der Lager entdeckt worden. Eine Verschleppung des Pilzes mit Früchten und Abfällen erscheint danach durchaus möglich, vielleicht auch durch Samen (3). — Bekämpfung: in Ermangelung welkefester Sorten von *Cucumis melo* (7) durch Fruchtwechsel mit erfahrungsgemäß unanfälligen Pflanzengattungen und Bevorzugung von Böden, die frei von dem Netzmelonenpilze sind. Selbst wassermelonenmüde, also von *F. bulbigenum v. niveum* verseuchte Böden bedeuten in solchem Falle keine Gefahr für Netzmelonen und Kantaluppen *(C. melo v. cantalupo)*, die nämlich zu 100% gesund blieben auf Feldern, auf denen der Pilz 69—98% Wassermelonen *(Citrullus)* vernichtete (4). Zur Beurteilung der besten Fruchtfolge sind weitere Erfahrungen nötig.

Fußkrankheit. In Europa (5, 6) sterben Melonen bisweilen unter einer von außen nach innen fortschreitenden Fäule ab, bei der Wurzelhals, Stengelgrund sowie auch Wurzeln leiden, die Pflanzen am Boden umknicken und schnell verdorren. — Erreger: *Fusarium oxysporum v. aurantiacum* wurde von *C. melo* in Deutschland und Rußland isoliert, von kranken Wurzeln russischer Melonen *(C. melo* und *Citrullus vulgaris)* angeblich auch *F. reticulatum*, das in Astrachan als Erreger der

Wurzelfäule angesprochen wird. In Südfrankreich (6) sind ernstliche Schäden besonders an Kantaluppen festgestellt, bei denen ein Vertreter des Formenkreises von *F. solani*, der allerdings meist einem Bakterium nachfolgt, als Ursache angegeben wird.

Fruchtfäule. In Faulstellen des Gewebes oder oberflächlich als Bewohner der Schale finden sich außer den genannten Pilzen noch gelegentlich *Fusarium avenaceum* und *F. scirpi* vor. Als Fäulniserreger haben sie wohl kaum größere Bedeutung erlangt.

(1) Leach, J. G., A destructive Fusarium wilt of muskmelons. Phytopathology **23**: 554—556, 1933.

(2) Wollenweber, H. W., Fusaria autographice delineata 1002, Berolini, 1930.

(3) Cooke, M. T., A greenhouse disease of melons. Phytopathology **13**: 462 bis 463, 1923.

(4) Taubenhaus, J. J., Wilts of the watermelon and related crops. Texas Agr. Expt. Sta. Bull. 260, 1920.

(5) Rodigin, M. N., Bemerkung zu einem wenig bekannten Pilze, *Fusarium reticulatum* Mont. Morbi Plantarum, Leningrad **17**: 154—156, 1928 (russisch).

(6) Dufrénoy, J., La transmission des maladies des plantes par voie biologique. Sonderdruck eines Vortrages in der „Société de Pathologie comparée", 10. IV, 1923, 8 pp. 1923.

(7) Leach, J. G. and Currence, T. M., Resistance to Fusarium wilt in Muskmelon. Abs. in Phytopathology **25**: 25, 1935.

***Cucumis sativus*, Gurke.**

Welke. Aus Nordamerika (U. S. A.) (1, 2) von Gartengurken und japanischen Klettergurken, aus Europa von Treibgurken (3) gemeldet. Die Frage des Erregers ist ungeklärt. An Treibgurken kommt ein morphologisch mit dem Welkeerreger bei *Citrullus* übereinstimmendes, gelegentlich in Verbindung mit Welke festgestelltes *Fusarium* als Ursache der Krankheit in Frage. Jedenfalls scheint die fusariöse Welke vor der Wirtelpilzwelke *(Verticilliose)* zurückzutreten und in Europa kaum von ökonomischer Bedeutung zu sein.

Fußkrankheit. An Freiland- und Treibgurken vorkommende, mit Wurzelfäule, Braunflecken am Wurzelhals und Stengelgrundfäule einhergehende Gurkenkrankheit. Von befallenen Pflanzen wurden bisher folgende Fusarien isoliert: *F. solani, F. orthoceras, F. bulbigenum, F. oxysporum v. aurantiacum, F. equiseti, F. culmorum* und *F. merismoides*. — Erreger: *Fusarium oxysporum v. aurantiacum* kommt als Ursache der Fußkrankheit in Frage. Überzeugende Infektionsergebnisse liegen noch nicht vor, doch bewirkte der Pilz unter gewissen Versuchsbedingungen eine Art Stengelfäule bei Gurken in Schweden (4). Die Isolierung des *F. oxysporum v. aurantiacum (F. sclerotioides)* stammte allerdings von einer kranken Hyazinthenzwiebel und wurde bei der Untersuchung über die Gurken-Verticilliose in Schweden vergleichsweise auf Gurke geprüft.

Fruchtfäule. Die Gurken faulen, besonders bei naßkaltem Wetter in Gärten und auf Feldern durch verschiedene Erreger, darunter Fusarien, die oft vom Blütenende oder auch von anderen Stellen aus

die Früchte angreifen. Von Wunden aus bewirkten, wie Infektionsversuche (5—7) bewiesen, folgende von *Cucumis sativus* isolierte Pilze Gurkenfäule: *Fusarium solani*, *F. orthoceras*, *F. reticulatum* und *F. culmorum*. Auch von anderen Wirtspflanzen stammende Fusarien machen Gurken faul, z. B. *Fusarium reticulatum* und *F. culmorum* von Kürbis, *F. conglutinans v. callistephi* von Sommeraster (5), *F. oxysporum* f. 1 von Kartoffel (6) und *F. poae* von Mais (7). — Bekämpfung: Man wechsele die Gurkenbeete alljährlich, dünge reichlich, besonders in leichten Böden, verwende wenn nötig, Kompost, aber gut verrotteten, um die Erde nicht mit Fäulniserregern anzureichern, und jäte alle fußkranken Pflanzen rechtzeitig aus.

Treibgurken-Fruchtflecken. Aus Kanada (8) gemeldet. Weichfaule, leicht verfärbte, mit harzartig erstarrten Fruchtsaftausscheidungen überzogene, später einsinkende, rissige, schorfähnliche Flecken, die die Gurken verunstalten, entwerten oder gar unverkäuflich machen. — Erreger: *Fusarium sp.* Wundinfektionen zeigten, daß der Pilz die Flecken hervorruft. Er wird in seinem Angriff durch warmfeuchte Treibhausbedingungen begünstigt, schadet aber nur der Frucht. — Bekämpfung: Durch Niederhalten der Temperatur und Luftfeuchtigkeit, Ersatz anfälliger glattschaliger Sorten durch rauhschalige, die resistent sind, und durch Ausräucherung verseuchter Häuser nach der Ernte.

(1) Selby, A. D., Further studies of cucumber, melon and tomato diseases, with experiments. Ohio Agr. Exp. Sta. Bull. 105, 1899.
(2) Weber, G. F., Diseases of cucumbers. Florida Agr. Exp. Sta. Bull. 177, 1925.
(3) Weber, Anna, Tomat- og Agurksygdomme. Sonderdr. aus Gartnertidende, 1924.
(4) Lindfors, T., Om vissnesjuka hos gurkor förorsakad av Verticillium alboatrum Rke. et Berth. Medd. Nr. 150 fran Centralanst. f. försöksväs. pa jorbruksomradet. Bot. avdeln. 13: 3—12, 1917.
(5) Lewis, C. E., Maine Agr. Exp. Sta. Bull. 219: 203—258, 1913.
(6) Bisby, G. W., Minnesota Agr. Exp. Sta. Bull. 181: 1—47, 1919.
(7) Wollenweber, H. W., in Sorauer, Handb. d. Pflanzenkrkhten (5. Aufl.) 3: 744, 1932.
(8) Montserin, B. G., A Fusarium disease of the cucumber fruit. Proceed. Canadian Phytopath. Society 1929, p. 29—31, 1930.

Cucurbita, Kürbis.

Sowohl der gewöhnliche Kürbis *(C. pepo)* als auch der Riesenkürbis *(C. maxima)*, verwandte Arten *(C. moschata)* und Gattungen [Flaschenkürbis *(Lagenaria vulgaris)*] leiden zwar wie Melonen und Gurken bisweilen unter Fusariosen. Der Befall nimmt aber bei zerstreuter Pflanzweise der Kürbisse keine epidemische Ausbreitung an und lenkt wegen seiner untergeordneten Bedeutung nur selten die Aufmerksamkeit auf sich. Die Erreger sind nicht genauer beschrieben, ihre Beziehungen zu den übrigen Fusarien kürbisartiger Gewächse nur angedeutet. Auf die Einzeldarstellung der Fusariosen bei *Lagenaria* und *Cucurbita*-Arten ist daher verzichtet und nur kurz zusammengefaßt, was gemeldet ist.

Welke. Aus den Südstaaten (U.S.A.), besonders Texas gemeldete, mit Welken und Vergilben etwa wie bei Wassermelonenwelke *(Citrullus)* einhergehende Krankheit des Riesenkürbis *(C. maxima)*. — Erreger: *Fusarium cucurbitae* (1). Der Pilz ist nicht näher beschrieben. Er scheint nur den Riesenkürbis *(squash)* zu befallen, nicht aber gewöhnliche Kürbisse *C. pepo (pumpkin)*, Wassermelonen, Vigna-Bohne, Baumwolle und Eßbaren Eibisch, da diese auf verseuchten Flächen gesund blieben. In Europa wird *C. pepo* gelegentlich befallen, angeblich durch Pilze aus dem Formenkreise des Erregers der Baumwolle (2, 3) beziehungsweise der Wassermelone (4).

Fußkrankheit. Bei Pretoria, Südafrika trat ein Sämlingssterben auf, das dort als Welkekrankheit bezeichnet wurde und Pflanzen von *Cucurbita pepo* und *C. maxima* zugrunde richtete. — Erreger: *Fusarium javanicum* (5). Dieselben Krankheitsmerkmale ergaben sich bei künstlicher Infektion mit Reinkulturen des Schadpilzes.

Fruchtfäule. An faulenden Kürbissen finden sich mehrere Fusarien z. B. *F. avenaceum, F. tricinctum, F. culmorum* und *F. reticulatum*, von denen die drei ersteren Pilze auch Äpfel, die zwei letzteren auch Gurken faul machen können (6) und *F. reticulatum* sowie *F. tricinctum* nach Übertragung auf Nelken *(Dianthus)* eine Knospenfäule dieser Zierpflanze bewirken (6). *F. avenaceum* von Gurke geht auf Kürbis und Apfel über. *F. sambucinum* f. 6 von Kürbis zählt ebenfalls zu den Erregern von Kürbisfäule.

(1) Taubenhaus, J. J., Diseases of the squash (Cucurbita maxima, C. pepo and C. moschata). Diseases of Truck Crops and their control (E. P. Dutton & Co. New York). p. 237—238, 1918.
(2) Voglino, P., in Ann. R. Accad. d'Agric. Torino **67**: 93—99, 1925.
(3) Marchal, E. et Verplancke, G., in Bull. Soc. Roy. Bot. de Belg. **59** (N. S. 9): 19—25, 1926.
(4) Marchal, E., Observ. phytopath. faites de 1920/26. Annuaire Stat. Agron. de l'Etat, Gembloux, Bull. **2**: 14 pp. 1928.
(5) Doidge, Ethel M., A wilt disease of Cucurbits. Farming in South Africa. **7**: 299—300, 1932.
(6) Lewis, C. E., Maine Agr. Exp. Sta. Bull. **219**: 203—258, 1913.

Cyclamen persicum, Alpenveilchen, Zyklamen.

Welke. Alpenveilchen rot-, lachsrosa- und weißblühender Sorten zeigen bei sonst normaler Laub- und Knospenentwicklung besonders nach einem trockenen heißen Sommer im August/September in Mistbeeten sowie auch in Treibhäusern manchmal Blattvergilbung, Welke- und Absterbeerscheinungen. Das Auftreten ist nicht epidemisch, sondern über die Topfpflanzenbestände verstreut, betraf jedoch in einem Falle etwa 10% (1500 Zyklamen). Die Blattstiele halten sich lange aufrecht, während die empfindlicheren Blüten plötzlich die Köpfe hängen lassen, welken und eintrocknen (Abb. 45). Junge Knospen leiden ebenfalls, und die Nachblüte bleibt bei starkem Befall fast ganz aus. Im Gegensatz zu der ursächlich noch ungeklärten Knollenweich-

fäule bleibt die Knolle welkekranker Zyklamen fest. Beim Durchschneiden sieht man jedoch den Gefäßteil gebräunt und bisweilen noch verschwommene graubräunliche Flecken in dessen Umgebung nahe dem Scheitel. — Erreger: *Fusarium oxysporum v. aurantiacum* (Abb. 27) ist einheitlich aus dem kranken Gefäßteil isoliert und im Infektionsversuch als Ursache der Welke an jungen Topfpflanzen im Juni/Juli, wie auch an älteren im Oktober/November nachgewiesen (1) worden. Der Pilz gedeiht bei Temperaturen um 28° C, während die Pflanze wesentlich niedrigere Wärmeansprüche stellt. Die Infektion

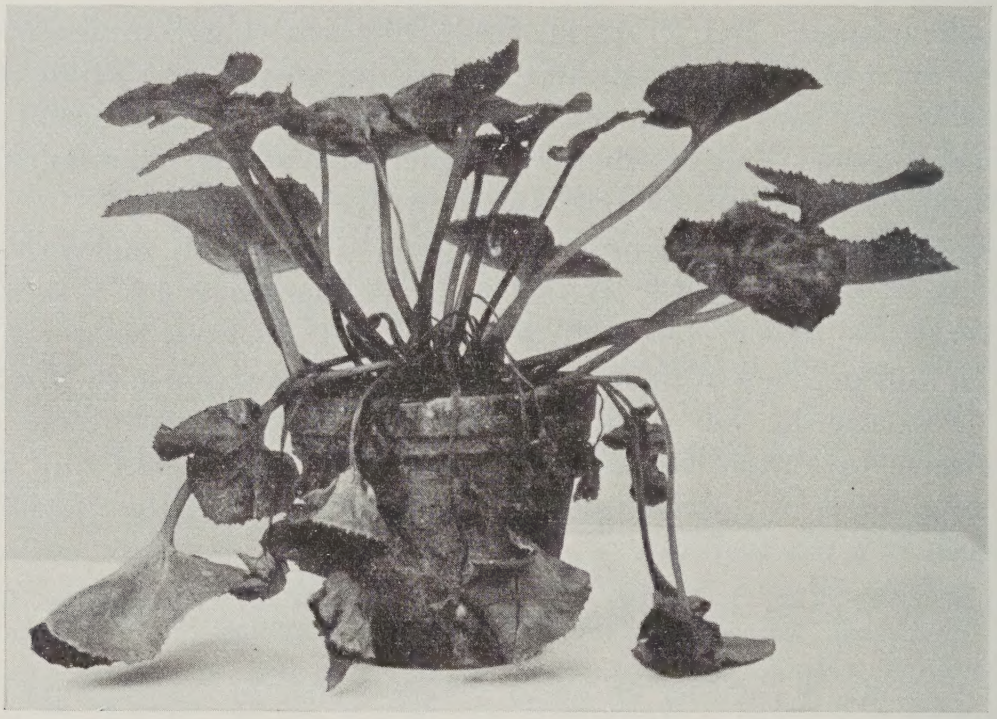

Abb. 45. Alpenveilchen (Zyklamen-) -Welke durch *Fusarium oxysporum* v. *aurantiacum* im Infektionsversuch erzielt

wird also durch trockenheißes Wetter im Sommer begünstigt. — Bekämpfung: Durch rechtzeitiges Aussondern und Vernichten der befallenen Pflanzen wurde ein Übergreifen der Krankheit auf gesunde Bestände verhütet. Nikotinspritzungen wirken gegen Kleintiere, die im Verdachte stehen, auch Schadpilze zu verschleppen, ebenfalls günstig und sollten von Zeit zu Zeit wiederholt werden.

(1) Wollenweber, H. W., Alpenveilchen- (Zyklamen-) Welke, eine Krankheit pilzlicher Natur. Nachrichtenbl. f. d. D. Pflanzenschutzdienst **15**, Nr. 4, 1935.

Dadap s. ***Erythrina.***

Dahlia variabilis, Dahlie.

Fußkrankheit und Lagerfäule. An aus der Erde herausragenden Teilen welkender Dahlien wurde *Fusarium merismoides (F. udum)* nachgewiesen (1). Dieses und andere Fusarien, darunter Schädiger an Obst, Gemüse und Hackfrüchten wie *F. avenaceum, F. equiseti, F.*

scirpi v. acuminatum (Gibberella acuminata), F. lateritium (Gibberella baccata), F. sambucinum (Gibberella pulicaris) u. a. finden sich an zu trocken und warm lagernden Wurzelstöcken in Verbindung mit Trockenfäule. — Bekämpfung: Durch Pflege, insbesondre durch kühle, luftige Lagerung der Dahlien auf reinen, von Zeit zu Zeit etwas anzufeuchtenden Sand oder Torfmull nach Entfernen fauliger Teile.

(1) Petri, L., Rassegna dei casi fitopatologici osservati nel 1930. Boll. R. Staz. Patol. Veget. N. S. **11**: 1—50, 1931.

(2) Pape, H., Die Krankheiten und Schädlinge der Dahlie. Aus: Sandhack, Dahlien und Gladiolen. Berlin 1927, S. 165.

Dattelpalme s. ***Phoenix.***

Daucus carota, Möhre, Karotte, Wurzel.

Wurzelfäule. An faulenden Lagermöhren, Karotten, Speise- und Futtermöhren sind in Deutschland folgende Fusarien festgestellt: *F. vasinfectum v. zonatum* f. 1 (Karotten), *F. avenaceum* und *F. arthrosporioides* an schwarzfaulen Flecken der großen, goldgelben Futtermöhren, die für Saatgewinnung ausgepflanzt werden sollten. Bei der Prüfung der Lagerfestigkeit in den Vereinigten Staaten zeigten sich 14 Möhrensorten bei frostfreier bis 15,5 °C warmer Aufbewahrung mehr oder minder empfänglich für Fäule durch gewisse, nicht näher bestimmte Fusarien (1). Durch künstliche Infektion mit *F. avenaceum* wurden gesunde Möhren binnen 7 Wochen völlig in Fäulnis überführt und nach Austrocknung mumifiziert. Auch eine Isolierung des *F. avenaceum* von Apfelbaumzweigen erwies sich als pathogen auf *Daucus carota.* — Bekämpfung: Durch kühle (um 0 °C), aber frostfreie, relativ feuchte (90—95%) Lagerung.

(1) Lauritzen, J. I., Development of certain storage and transit diseases of carrot. Journ. Agr. Res. 44: 861—912, 1932.

Dianthus, Nelke.

Drei Fusariosen: Echte Welke, Fußkrankheit oder Stengelfäule und Knospenfäule. Sie schaden besonders bei der Edelnelkentreiberei.

Echte Welke oder **Nelkenschwindsucht,** eine gefäßparasitäre Krankheit, äußerlich mit Welken, Vergilben und Absterben, innerlich mit Braunfärbung des Holzkörpers einhergehend (Abb. 46). Seit 1900 in Europa (1), zuerst an der französischen (Nizza, Antibes), dann auch an der italienischen Riviera (12) festgestellt, ferner in England (10, 11), Deutschland, Belgien, Dänemark; in Nordamerika (U. S. A.), Neu-Seeland und vielleicht Südafrika. Bisweilen mit Stengelfäule (siehe Seite 186) verwechselt. — Erreger: *Fusarium dianthi* Prill: et Del. (2) (Abb. 27). Dieser Kleinsporen, Sichelsporen und Dauersporen entwickelnde, von Nelke bekannte Pilz wird verschleppt: mit verseuchtem Boden, in welchem Hunderte von Pilzkeimen des Erregers je Gramm vorhanden sein können, mit Stallmist

von mit Nelkenstroh gefüttertem Vieh, oft auch unmittelbar mit den von nicht ganz einwandfreien Mutternelken geschnittenen Stecklingen. Er gefährdet jede Entwicklungsstufe in Vermehrungsbeeten und Treibhäusern, bespinnt zuerst als unscheinbares schleichendes Übel die Wurzeln und stößt dann in die der Wasserbewegung

Abb. 46. Treibnelkenwelke *(Dianthus caryophyllus)* durch *Fusarium dianthi*, im Infektionsversuch mittels Bodenverseuchung erzielt

in der Pflanze dienenden Leitbahnen vor. Am empfindlichsten sind die Nelken nach der Verpflanzung, beim Einsetzen der Heizperiode, die die Pflanzen zu schneller Anpassung an veränderliche Wärme zwingt, und im Frühjahre, wenn die fortdauernd zum Blühen gezwungene, geschwächt aus dem Winter hervorgehende Nelke jähem Wärmewechsel ausgesetzt ist, die für den Pilz günstigste Tem-

peratur (26—28° C) zu lange einwirkt und nicht durch rechtzeitiges Lüften beseitigt wird (12). Hält sich der Verlust bis Ende des ersten Jahres in Grenzen (etwa 2% je Monat), so steigt er bei starker Verseuchung der Bestände im Frühling oft bis 30%, in anfälligen Sorten (Enchantress, Prosperity, Topsy, Winsor, Perfection, Nelson, Fisher, Soleil de Nice, William Scott) höher als in anderen (Spektrum). Die Pflanzen verfallen, die Leitbahnen sind verpilzt vom Wurzelstock aufwärts, oft nur bis 10 cm, manchmal höher. — Bekämpfung in Ermangelung immuner durch Bevorzugung möglichst resistenter Sor-

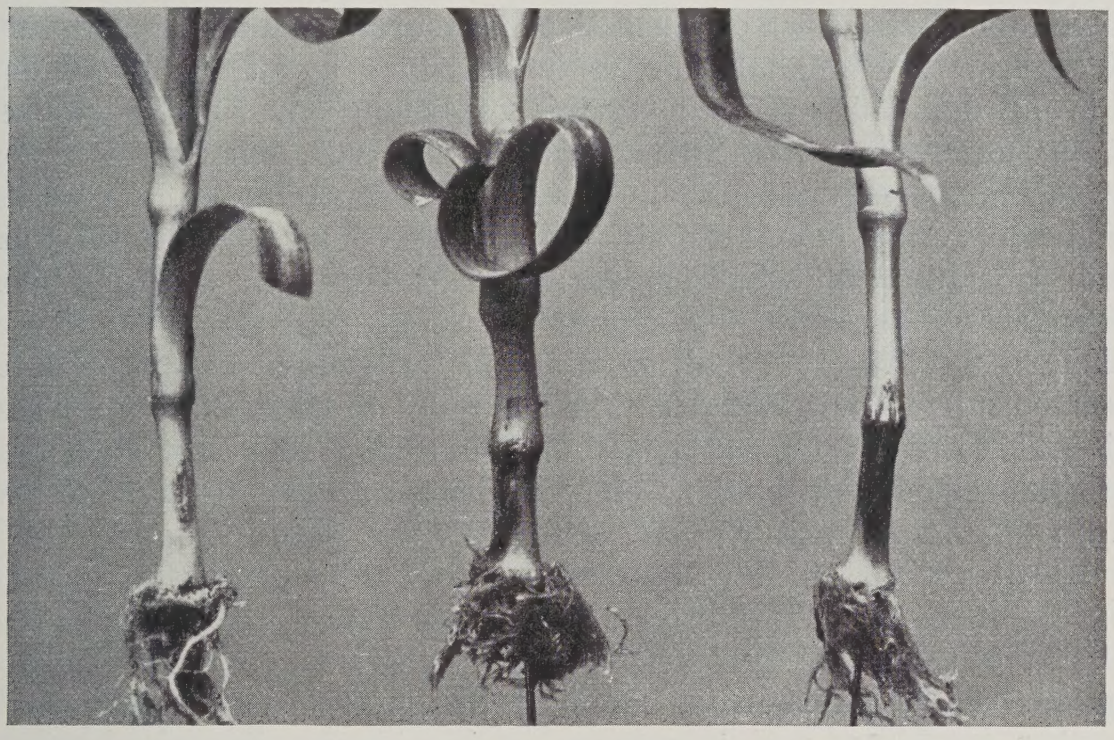

Abb. 47. Nelken-Stengelfäule *(Dianthus caryophyllus)* durch *Fusarium avenaceum* in verschiedenen Befallsstufen. Bei stengelumfassender Ausdehnung der Fäule sterben die Pflanzen ab

ten, sorgfältige Auswahl kerngesunder Mutterpflanzen zum Stecklingsschnitt, Kühlhaltung und reichliche Lüftung der Häuser nicht zu häufige, aber reichliche Wässerung (und so früh, daß die Nelken bis abends genügend abtrocknen), Bodenlockerung, um Verkrustung und Verschlämmung zu verhüten, oder Hochpflanzung, um stauender Nässe vorzubeugen, rechtzeitige Beseitigung von Nestern welkekranker Nelken unter Ersatz der verseuchten durch reine Erde, wenn nötig Bodenentseuchung durch Heißdampf oder Heißwasser für Vermehrungsbeete, Formalin (0,1%ig 30—40 Liter je qm), Uspulun (0,5%) usw. für Treibbeete, vor allem Einbringung reiner Erde, Bodenpflege, gute Ernährung, aber ohne einseitige Stickstoffdüngung, wenn nötig Kalkzufuhr. Da der Pilz nur *Dianthus* befällt, aber nicht das verwandte Seifenkraut, *Saponaria officinalis*, kann man sehr anfällige Nelkensorten in besonderen Fällen durch Pfropfen auf diese welkefeste Unterlage vor Befall schützen.

Fußkrankheit oder **Stengelfäule** (3—4) der Treibnelke, wahrscheinlich noch verbreiteter als Welke besonders an Treibnelken vorkommend, aber leichter abzuwehren, da die Fäule von außen nach innen fortschreitet, also frühzeitig erkennbar ist (Abb. 47). Der Ausfall kann bedeutend sein, aber nur bei nachlässiger Pflege. Kranke Stecklinge bewurzeln sich nicht oder schwach, sind am Grunde braunfleckig, verblassen oben und werden beim Sortieren zur Verpflanzzeit beseitigt, übersehene oder mit Sporen behaftete, schon ausgepflanzte Jungnelken sondert man aus, wenn sie kümmern, vergilben, stockfaul, braunstreifig oder am Stengelknoten dunkelbraun werden. Beim Nachgraben zeigen sich oft auch einzelne Wurzeln mißfarbig, gebräunt oder gerötet. Durchhaltende Pflanzen leiden in älteren Beständen während der Blütenernte insbesondere bei heißem Frühlingswetter häufig unter einer Art Spitzendürre, die von den Schnittstellen aus abwärts schreitet bis zum nächsten Stengelknoten. Bisweilen entstehen rosige oder bräunliche pulverige oder punktförmige pilzliche Überzüge und Sporenlager; von den dürren Spitzen beim Sprengen verstäubende Pilzsporen verbreiten sich im Nelkenhause, gelangen auf frische Schnittwunden, nisten sich in gesunde Blattrosetten oder durch Wunden und Risse am Stengelgrunde ein, und führen bei ringelförmiger Umfassung zum Faulen und Absterben ganzer Pflanzen oder einzelner Zweige. — Erreger: *Fusarium culmorum, F. avenaceum, F. sporotrichioides, F. scirpi var. acuminatum* u. a. Sie sind weit verbreitete Wundparasiten und Fäulnisbewohner, können von Sommer- und Winterastern, von Tomaten usw. auf Nelken übergehen und schon bei etwas tieferen Temperaturen als *F. dianthi* angreifen. — Bekämpfung durch rechtzeitige Aussonderung fußkranker Stecklinge und Kümmerer im Treibhause, Zurückschneiden spitzendürrer Nelken bis aufs gesunde Holz; Bestäuben mit Kupferoxychlorid (30 g je Pflanze) oder Ausstreuen von Eisensulfat, mit Ätzkalk zu gleichen Teilen vermischt, am Fuß der Nelken; Räucherung mit Naphthalin, die auch gegen Alternaria wirkt; feldmäßige Bespritzung mit Bordeauxbrühe plus Calciumarsenat und Fischöl; und Bodenbehandlung wie gegen Welke.

Knospenfäule, seit 1906 aus Amerika (U. S. A.) (5—7), später auch aus Europa (8) gemeldet. Die Knospen faulen von innen heraus, oft unter Braunfärbung am Kelch, stellen mit zunehmender Zerstörung des Innern ihr Wachstum ein, öffnen sich unvollkommen oder gar nicht und sind meist ganz wertlos insbesondere bei frühzeitigem Befall und anfälligen Sorten (Enchantress, Windsor, Lady Bountiful, Queen Louise, Bradt, white Lawson). — Erreger: *Fusarium poae* = *Sporotrichum anthophilum* = *Sp. poae* Peck (5) (Abb. 11). Der Pilz findet sich meist in Lebensgemeinschaft mit der Milbe *Pediculoides dianthophilus* Wolcott = *Pediculopsis graminum* Reut., welche mit Pilzsporen beladen ins Knospeninnere dringt und dann von dem

durch *F. poae* erzeugten Faulgewebe lebt. Milbe und Pilz sind nicht auf Nelke beschränkt, sondern erregen z. B. bei *Poa pratensis* die sogenannte Weißährigkeit. Weitere Wirtspflanzen des *F. poae* sind Windhalm *(Agrostis alba)*, Lieschgras *(Phleum pratense)*, Pfeifengras (*Molinia coerulea*), Quecke, Hafer, Weizen, Mais und Kartoffel. Infektionen mit *F. poae* von Gramineen auf Nelkenknospen gelangen. Künstlich ließ sich Knospenfäule außer mit *F. poae* noch mit *F. reticulatum* von Weizen, *F. avenaceum (F. herbarum* f. 1*)* von Apfel, F. *avenaceum* f. 1 *(F. arcuatum v. majus)* von Apfel und *F. tricinctum* von Apfel (Abb. 11) und Sonnenblume *(Helianthus)* erzeugen (9). *F. avenaceum* f. 1 kommt an faulenden Knospen der Treibnelke sowie an Gartennelken vor. Die Pilze können mit Futterresten in den Mist gelangen sowie mit Rasensoden oder Teilen der Grasnarbe, Unkräutern usw. aus dem Freien mit eingebrachter Nelkenerde in die Treibhäuser eingeschleppt werden. — Bekämpfung: Durch Bevorzugung resistenter Sorten (Gomez), wobei erfahrungsgemäß die weißen Nelken am anfälligsten, gelbe und weißrot gestreifte weniger, hellrote noch weniger anfällig und dunkelrote ziemlich fest gegen Knospenfäule sind. Man pflücke kranke Knospen ab und verbrenne sie, halte die Nelken so trocken und kühl als möglich, da die Fäule durch hohe Boden- und Luftfeuchtigkeit begünstigt wird, halte Freilandboden vor Einbringung in die Nelkenhäuser unkrautrein, verwende keine mit Resten der Grasnarbe versetzte Erde, weder frischen Stallmist, noch Gartenkompost, der nicht völlig verrottet ist.

(1) Mangin, L., Comptes rendus Acad. Sci. Paris **121**: 1244—1246, 1900.
(2) Delacroix, M. G., La maladie des oeillets d'Antibes, in Ann. Inst. Nat. Agron. Nancy 16, 1901. — Sacc. Syll. Fung. 16, 1100, 1902.
(3) Wight, C. J., A stem rot disease of carnations due to a species of Fusarium. Pomona College Journ. Econ. Botany 2, 315—336, 1912.
(4) Dowson, W. J., On the stem rot or wilt disease of carnations. Ann. Appl. Biol. 16, 261—280, 1929.
(5) Peck, C. H., Report of the State Botanist f. 1902. New York State Museum Bull. 67 p. 29. 1903. — Rept. f. 1905, ebenda Bull. 105, 1906.
(6) Heald, F. D., The bud rot of carnations. Nebraska Exp. Sta. Bull. 103, 3—31, 1908.
(7) Stewart, F. C. and Hogkiss, H. E., The Sporotrichum bud-rot of carnations and the silver top of June grass. N. Y. Agr. Exp. Sta. Techn. Bull. 7: 84 bis 119, 1908.
(8) Molz u. [Morgenthaler], Die Sporotrichum Knospenfäule, eine für Deutschland neue Nelkenkrankheit (zugleich ein Fall von *Symbiose* mit *Pediculopsis graminum* Reuter), Ber. D. Bot. Ges. 1912, S. 654.
(9) Lewis, C. E., Comparative studies of certain disease producing species of Fusarium. Maine Agr. Exp. Sta. Bull. 219, 203—258, 1913.
(10) White, H. L., Wilt disease of the carnation. Fourteenth Ann. Rept. Cheshunt Agr. and Res. Sta. Hertfordshire, 1928, p. 62—75, 1929.
(11) Carnation diseases. The Fruit-Grower, **77**: 179, 1934.
(12) Corneli, E., Temperature di germinazione di spora fungine in relazione alle infezioni sugli ospiti. Nuovo Giorn. Bot. Ital., N. S. **41**: 121—133, 1934.

Dickblatt s. ***Crassula.***

Dickkolben s. ***Amorphophallus.***

Douglasie s. ***Coniferen.***

Eibe s. ***Coniferen.***

Eibisch s. ***Hibiscus esculentus.***

Elaeis, Ölpalme.

Fäule an Früchten und Fruchtkolben. Im malaiischen Archipel(1, 2) trat an 40% der Ernte von einer 280 ha großen Ölpalmen- *(Elaeis guineenis)*Pflanzung eine Fäule der Traubenfruchtstände auf. Vier Befallsformen wurden beobachtet: An der Basis, am Narbenende, Kolbenansatz und an jüngeren oder älteren Kolben. Sowohl männliche wie auch weibliche Blütenstände erkrankten. Der Befall wird anscheinend durch Bodenmängel begünstigt, da sich bei Palmen unter künstlich verschlechterten Ernährungsverhältnissen eine typische Kolbenfäule erzeugen ließ. — Erreger: Ein *Fusarium* aus der Gruppe *Martiella* und Bakterien waren ständige Begleiter der Fäule(1). Eine andere Meldung betrifft eine Fusariose männlicher Kolben (2). Auf den Philippinen fand sich *Fusarium diversisporum* (3) an Kolben der Ölpalme vor.

(1) Altson, R. A., Fruit-rot or bunch-rot of the oil palm. Malayan Agr. Journ. **22**: 361—366, 1934.

(2) Bunting, B., Eaton, B. J. and Georgi, C. D. V., The oil palm in Malaya. Ebenda **15**: 297—386, 1927.

(3) Wollenweber, H. W., Fusaria autographice delineata 553 (Z. f. Parasitkde 3: 459, 1931). Das Material war von Copeland 1913 gesammelt.

Equisetum, Schachtelhalm.

Der Schachtelhalm als **Wirt pathogener Fusarien.** Unkräuter der Gattung *Equisetum* verdienen Beachtung auch dadurch, daß sie Schadpilze beherbergen z. B. *Fusarium avenaceum* und *F. equiseti,* die beide Getreide schädigen, sowie *F. bulbigenum,* das als Ursache von Zwiebelfäule bekannt ist. Gelangen die Pilze, den unterirdischen Teilen des Stengelsprosses folgend hinab bis zu den etwa 40 cm tief liegenden Ausläufern des Unkrautes, so haben sie hier einen Zufluchtsort, von dem aus sie nach Überwinterung mit den Brutknospen ihres Wirtes wieder aufwärts wachsen. — Bekämpfung: Da *Equisetum* wegen seines tiefgreifenden Wurzelsystems schwer auszurotten ist, wäre die Auffindung einer biologischen Bekämpfungsweise von Wert, um sich des Unkrautes samt seiner Pilzgäste zu entledigen. Einen Fingerzeig gibt die Meldung aus Oldenburg (1), nach der *Fusarium graminearum (F. roseum = Gibberella Saubinetii) Equisetum*-Pflanzen angegriffen und abgetötet haben soll. Eine Bestätigung durch ausgedehnte Infektionsversuche wäre erwünscht.

(1) Popp, M., Duwock und Giftpilz. Oldenburg. Landw. Bl. **25**: 400, 1931.

Erbse s. ***Pisum.***

Erdbeere s. ***Fragaria.***

Erdnuß s. ***Arachis.***

Erythrina, Korallenbaum, „Dadap".

Sämlingssterben. Aus Ceylon (1) gemeldet. Die Sämlinge dieser für Gründüngungszwecke angebauten Leguminose erkranken unter Merkmalen ähnlich wie bei sogenannten Umfallkrankheiten. An der Basis wird eine Einschränkung sichtbar mit strohgelber Verfärbung und einer schmalen purpurbraunen Grenzzone am gesunden Gewebe. — Erreger: Ein nicht näher bestimmtes *Fusarium* (ob *F. oxysporum* nahestehend?) mit kleinen (6—12 × 2—3 μ) und größeren 3(1—4)-septierten 15—40 × 2,5—4 μ messenden Konidien wurde im Infektionsversuch als Ursache des Sämlingssterbens nachgewiesen.

Ast- und **Spitzendürre.** Aus Ceylon (2) und Java (3) gemeldetes Absterben des jungen Austriebes zurückgeschnittener Korallenbäume, die in Teepflanzungen als Schattenspender wuchsen. Der Befall ging von den gekappten Ästen aus, auf deren vergilbender Rinde olivgrüne, feuchte, blasige Auftreibungen von 1—2 cm Ausdehnung erschienen. Trockneten diese ein, so barst die Rinde und zerfiel. Aus derartig erkrankten Aststümpfen hervorwachsende Triebe befielen ebenfalls und verkümmerten. — Erreger: Aus den Lentizellen der kranken Rinde vorbrechende Sporenlager hatten länglich-sichelförmige Konidien vielleicht ein und desselben Vertreters aus dem Formenkreise des *Fusarium javanicum.* Der Pilz ist nicht näher bestimmt worden. — Bekämpfung: Da die Krankheit durch anhaltende Nässe begünstigt wird, empfiehlt es sich, die Bäume nur bei trockenem Wetter zurückzuschneiden, die Wunden, sobald sie nicht mehr bluten, mit Teer abzudecken und alle Rückstände (Dürrholz, Reisig) zu verbrennen, um Sporenverschleppungen zu verhüten.

(1) Bertus, L. S., A seedling disease of Dadap (Erythrina lithosperma Bl.). Trop. Agriculturist **72**: 276—278, 1929.

(2) Park, M., A die-back disease of Dadap (Erythrina lithosperma). Year-book Dept. Agric. Ceylon 1926, p. 9—12, 1926.

(3) Steinmann, A., Over een nieuwe ziekte van de Dadap (Erythrina subumbrans) in Nederlandsch-Indië. De Bergcultures **5**: 282—284, 1931.

Eschenahorn s. ***Acer.***

Eustoma Russellianum, Texas-Blauglöckchen.

Fußkrankheit. Ein mit Wurzelstockfäule und Absterben einhergehender Befall von Sämlingen dieser *Gentianacee* führte zu Einbußen in Zierbeeten und Handelsgärtnereien. — Erreger: *Fusarium solani* (1) wurde an kranken Pflanzen festgestellt und im Infektionsversuch als Ursache der Fäule nachgewiesen. — Bekämpfung: Durch Entseuchung des Bodens mit Formalin.

(1) Taubenhaus, J. J. and Ezekiel, W. N., Two new diseases of the Texas Bluebell, Eustoma Russellianum. Abs. in Phytopathology **24**: 19, 1934.

Feige s. ***Ficus.***

Fichte s. ***Coniferen.***

Ficus carica, Feigenbaum, Eßbare Feige.

Eßfeigenfäule. Kaprifizierte Feigen leiden in Kalifornien, wo 80% der Jahresverluste im Feigenbau auf diese Krankheit zurückgeführt werden (1—3), sowie auch in Kleinasien (4) unter einer in die Urne der Scheinfrucht eingeschleppten, schleichenden Herzfäule, die schließlich durch den Blütenboden nach außen vorstoßen und die Feigen völlig verderben kann. Bisweilen fehlen äußere Merkmale noch völlig, wenn schon innerlich der Zerfall vorgeschritten ist. Schließlich treten aber am Stielende oder nahe der Öffnung der Feigenurne weichfaule Flecken verschieden brauner, unter der Hülle goldgelber Färbung zutage. Die befallenen Feigen riechen stechend und widrig. — Erreger: *Fusarium moniliforme (F. moniliforme v. fici).* Die Schlauchform des Pilzes ist in Reinkultur einmal aufgetreten (1) und hatte 1-septierte 10,15 × 5,1 μ große Sporen, die also etwas kleiner sind als bei *Gibberella Fujikuroi (Gibberella moniliformis), (F. moniliforme)* (sp. 1-sept. 15,7 × 4,4 μ), und auch die *Fusarium*-Isolierungen von Ficus weisen untereinander gewisse Verschiedenheiten auf. Die Frage, ob es sich hier um mehrere Pilzrassen handelt oder um unbedeutende Schwankungen der Haupt- und Nebenfruchtformen wie bei entsprechenden Fusariosen von Mais, Reis und Zuckerrohr, bedarf noch der Aufklärung. Der Pilz wird von dem die Befruchtung vornehmenden Insekt *Blastophaga* ebenso wie der Pollen an den Flügeldecken mitgeführt und ins Innere der Feigen verschleppt. Auch *Thrips tabaci* und *Frankliniella (?californica)* können als Pilzüberträger Infektionen in der Feige herbeiführen (2). — Bekämpfung: Der Pilz findet sich am Blütenstande und anderen Teilen des Feigenbaumes, in der Feige, an toten Insekten usw.; ob an anderen Baumgattungen, darüber ist nichts bekannt. Man hat versucht, durch Heranzucht pilzfreier Insekten die Infektion der Feigen zu verhindern. Die schon von den Insekten besiedelten Gallenblüten wurden durch Einspritzung eines Fungizids oder durch Desinfektion halbierter Gallen im Tauchverfahren fusariumfrei gemacht. Die aus ihnen ausschlüpfenden Insekten erwiesen sich als pilzfrei und unbeschädigt. Unbehandelte Gallenblüten wurden beseitigt, und man rechnete nun allmählich mit einwandsfreien Befruchtungen und Feigenernten. Anscheinend hat diese Methode jedoch versagt (3,4) und die Fusariose nicht beseitigt. *Blastophaga* findet nämlich auf dem Wege von der Gallenblüte bis zum Einschlüpfen in die Samenfeige Gelegenheit, beim Herumkriechen am Baume Schadpilzsporen aufzufangen. Immerhin verdient die genannte Methode bei Neuanlagen im Feigenbau Beachtung, um den Pilz von Anfang an fernzuhalten. Die Erfahrungen in Kleinasien (4) lehren, daß da, wo Klima, Boden und Standortsverhältnisse den Feigenbau begünstigen, also auch die

Luftfeuchtigkeit in der Reifezeit niedrig ist, gesunde Feigenernten erzielt werden. Selbst bei Anwesenheit von Schadpilzen in der Feige tritt keine Fäulnis ein, weil gesunde, vollsaftige, zuckerreiche Sorten genügend resistent sind. Man könnte aber vielleicht den Feigenbau selbst auf Gegenden mit kritischem Klima ausdehnen, wenn es gelänge, Sorten zu züchten oder Einzelbäume aufzufinden, die einer fäulnisbegünstigenden hohen Luftfeuchtigkeit gegenüber in der Reifezeit standhalten und gesund bleiben. Gelingt dies nicht und greift die Fäule überhand, bleibt nichts anders übrig als den Feigenbau auf Gegenden zu beschränken, die in der Reifezeit verhältnismäßig lufttrocken sind.

(1) Caldis, P. D., A rot of the Smyrna Fig in California. Science (N. S.) **62**: 161—162, 1925. — Etiology and transmission of endosepsis (internal rot) of the fruit of the Fig. Hilgardia **2**: 287—328, 1927.

(2) Hansen, H. N., Control of internal rot of caprified Figs. Phytopathology **17**: 199—200, 1927. — Endosepsis and its control in caprifigs. Ebenda **18**: 931—938, 1928. — Thrips as carriers of Fig-decaying organisms. Science (N. S.) **69**: 356—357, 1929.

(3) Smith, R. E. and Hansen, H. N., Fruit spoilage diseases of figs. California Agr. Exp. Sta. Bull. 506, 84 pp., 1931.

(4) Schwarz, O., Beiträge zur Pathologie der Feige, Ficus carica L. I. Das Fruchtfäuleproblem in Kleinasien. Phytopath. Zeitschr. **6**: 589—618, 1933.

Flachs s. ***Linum.***

Flieder s. ***Syringa.***

Fragaria, Erdbeere.

Wurzelfäule. Diese häufig auch als Auswinterungsschaden bezeichnete Krankheit der Erdbeerpflanzen ist in Nordamerika (1—4) und in England (5) nachgewiesen. Die befallenen Pflanzen kümmern, die Blätter verdorren, und stark wurzelfaule Erdbeeren treiben im nächsten Frühling überhaupt nicht mehr oder nur schwach. Wurzelhals und Hauptwurzeln erweisen sich bei mikroskopischer Untersuchung als von Pilzfäden durchsetzt, namentlich in den größeren Holzgefäßgruppen. — Erreger: *Fusarium orthoceras* (5) und andere Arten scheinen beteiligt. Infektionsversuche bewiesen, daß *Fusarium* Wurzelfäule erzeugen kann, doch sind keine genaueren Artbestimmungen erfolgt oder, wo dies geschehen ist, fehlen noch die Nachweise der Pathogenität z. B. für *Fusarium orthoceras* und *F. bulbigenum*-Formen. — Bekämpfung: Durch Beschränkung des Anbaues auf geeignete Böden und Sorten, die je nach örtlichen Erfahrungen Widerstandsfähigkeit zeigen.

(1) Berkeley, G. H., Report of the Dominion field laboratory of plant pathology St. Catherines, Ontario. Rept. Dominion Botanist f. 1924, Division of Botany, Canada Dept. Agr. p. 36, 1925. Ebenda Rept. f. 1928 p. 121—139, 1928.

(2) Brooks, A. N., Watson, J. R. and Mowry, H., Strawberries in Florida: culture, diseases and insects. Florida Agr. Exp. Sta. Bull. **404**: 481—523, 1929.

(3) Walker, A. R., Strawberry root-rot. Proc. Canadian Phytopathol. Soc. 1929, p. 16—19, 1930.

(4) Truscott, J. H. L., Fungous root rots of the strawberry. — Canadian Jour. of Res. 11: 1—17, 1934.
(5) Berkeley, G. H. and Lander-Thomson, Isabel, Root rots of strawberry in Britain. — Jour. Pomology and Hort. Science. 12: 222—246, 1934.

Freesia, Freesie.

Zwiebelfäule und **„Welke".** Ernstliche Schäden in Kalifornien, Texas, Florida und Indiana (U. S. A.) (1). Kranke Zwiebeln werden unten oder seitlich gelb-braunfleckig, innerlich faul, trocken morsch, aufhellend, „verkalkt" (daher der Name „kalkige Trockenfäule"). Merkmale an der wachsenden Pflanze: Vergilben, Welken, Umfallen und Absterben, an den Wurzeln rosige, dann braune mit Fäulnis einhergehende Verfärbungen. — Erreger: *Fusarium bulbigenum, F. solani, F. solani v. Martii* f. 1 und *F. moniliforme,* also Pilze, die auch andere Blumenzwiebeln schädigen, verbreitete Bodenbewohner. — Bekämpfung: Durch sorgfältiges Verlesen der Zwiebeln, Wechsel der Anbaufläche oder Ersatz verseuchter Erde durch frische Bodenmischungen, wenn erforderlich, Bodenentseuchung.

(1) Taubenhaus, J. J. and Ezekiel, W. N., Fusarium wilt and corm rot of Freesias. Bot. Gazette 95: 128—142, 1933.

Galtonia candicans, Kap-Hyazinthe.

Zwiebelfäule durch *Fusarium culmorum.* Siehe bei *Hyacinthus.*

Gambohanf s. ***Hibiscus cannabinus.***

Gerste s. ***Hordeum.***

Gladiolus, Gladiole.

Knollenfäule. Bei starkem Befall im Felde kann die nachfolgende Trockenfäule bis 75% der Lagervorräte ergreifen, entwerten oder völlig verderben, doch halten sich die tatsächlich gemeldeten Verluste meist in mäßigen Grenzen. Vorkommen in Hauptanbaugebieten Nordamerikas (U. S. A. und Kanada) (1) sowie in Australien. Merkmale: Beim Ausgraben zur Erntezeit an der Knolle (nach Abheben der meist gesund aussehenden Schale) wässerige, rotbraune Fleckchen am Grunde oder seitlich. Bei feuchtwarmer Lagerung erreichen sie 1—2,5 mm Größe, sinken später napfartig ein und haben einen dunkleren rundlich-zackigen Hof, bleiben in der Regel flach (selten bis 7 mm tiefgehend), trocken, hart und sind leicht aus dem gesunden Gewebe herauszulösen. Bei schwerem Befall wird jedoch die ganze Knolle faul und unter Einschrumpfung steinhart. Wieder ausgepflanzte kranke Knollen treiben gar nicht oder schlecht, blühen nicht oder kaum. Vereinzeltes Übergreifen von der Knolle auf Wurzel und Stengel kommt vor. Im Infektionsversuch zeigen sich alle Sorten empfänglich, in der Praxis mit gewissen Unterschieden in der Anfälligkeit. — Erreger: *Fusarium oxysporum v. gladioli* (Abb. 27). Auch unverletzte Knol-

len werden angegriffen im Freien wie im Vorratsraum oder unter Glas am stärksten wohl bei 27,5° (Min. 5, Max. 35°) C. Von anderen schädlichen Fusarien sind zu nennen: *F. bulbigenum* und *F. moniliforme*. Sie dringen vom verseuchten Boden aus in den Knollengrund ein, hemmen die Bewurzelung und schwächen den Blüherfolg (2). — Bekämpfung: Durch Aussonderung kranker Knollen vor dem Einlagern und vor dem Pflanzen. Kranke Gladiolenstauden jäte man rechtzeitig aus. Die Ware muß trocken hereinkommen und luftig (auf Lattenhürden), trocken (möglichst kühl, aber frostfrei) lagern. Durch Beizung mit Uspulun (0,25%) bei zweistündiger Beizdauer oder ähnliche Beizmittel, auch durch Räucherung mit Chlorcpicrin (3) läßt sich die Haltbarkeit verbessern. Bei schwerer Verseuchung: Bodenwechsel.

(1) Massey, L. M., Fusarium rot of Gladiolus corms. Phytopathology **16**: 509 bis 523, 1926.
(2) Taubenhaus, J. J. and Ezekiel, W. N., Fusarium wilt and corm rot of Freesias. Bot. Gaz. **95**: 128—142, 1933.
(3) Godfrey, G. H., Control of soil fungi by fumigation with Chloropicrin. Phytopathology **24**: 1146, 1934.

Glycine hispida, Sojabohne.

Welke. Unter einer gefäßparasitären Welkekrankheit leidet die Sojabohne außer in Nordamerika (U. S. A.) (1) noch in Asien (1, 2), Südafrika (3) und Rußland (2). Die Welkemerkmale sind ähnlich wie bei der entsprechenden Tracheomykose von Vigna (siehe dort). Die gelben Handelssorten sind am meisten anfällig (3). — Erreger: *Fusarium bulbigenum v. tracheiphilum*. Es handelt sich also um denselben Welkepilz wie bei Vignabohnen. — Bekämpfung: Durch Bevorzugung der Sorte „Laredo", die sich in den Vereinigten Staaten ziemlich welkefest gezeigt hat (1), läßt sich Sojabohnenwelke niederhalten. Es gibt aber jedenfalls noch andere wie bei Erbse (siehe *Pisum*) nach Erreger und Krankheitsmerkmalen zu unterscheidende, aber bei Sojabohne noch nicht genauer erforschte Fusariosen.

Auf sie ist hier noch hinzuweisen, damit beim Samenbezug größte Vorsicht geübt und ihre Einschleppung vermieden wird. Zu diesen Krankheiten, bei denen je ein nicht näher bestimmtes *Fusarium* als Ursache angegeben ist, zählen nach Meldungen aus Wladiwostok (2) noch: Fusariumblattflecken, bei denen das kranke, vermorschte Blattgewebe zerfällt und Löcher hinterläßt; ferner eine Art Umfallkrankheit junger Pflanzen, die umknicken und absterben; und vielleicht in Verbindung damit eine Sämlingsfusariose, die von befallenen Samen ausgeht und unter Umständen 30—60% des Feldbestandes vernichtet. Bei Samenbezug fordere man Gewähr dafür, daß die Saat von krankheitsfreien Feldern stammt.

(1) Wolf, F. A. and Lehman, S. G., Diseases of Soy-beans which occur in North Carolina and the Orient. Journ. Agr. Research. **33**: 391—396, 1926.
(2) Abramoff, I. N., Pilzkrankheiten der Sojabohnen im fernen Osten S. 3—84. Fernöstl. Pflanzenschutzstation Wladiwostok, 120 S., 1931 (russisch).

(3) Reports received from Exp. Stations 1926/27. London, Empire Cotton Growing Corporation 1928. (Betrifft: Rept. Candover Estates Exp. Sta., Magut, Natal.)

***Gossypium*, Baumwolle.**

Welke. In Nordamerika (U. S. A.) (1, 2), Südamerika, Asien, Afrika (3, 4) und Europa kommen Schädigungen durch diese gefäßparasitäre Welkekrankheit vor. Große Verluste, die zwischen 5 und 60% schwanken, im Mittel auf ein ganzes Land berechnet aber meist unter 5% bleiben, werden aus verschiedenen Weltteilen gemeldet. Das erste sichtbare äußere Krankheitsmerkmal ist das Welken des Laubes. Zum Unterschiede von dem physiologischen, durch Wasserzufuhr zu behebenden Welken, von dem die ganze Pflanze ergriffen wird, sich aber leicht erholt, erschlaffen bei der Gefäßkrankheit gewöhnlich erst einzelne Blätter zerstreut an der Staude oder einzelnen ihrer Zweige; der Befall nimmt schnell zu, und die Pflanze erholt sich nicht, sondern stirbt früher oder später ab. Bisweilen welkt irgendein jüngeres Blatt zuerst, vergilbt, schrumpft, rollt sich ein, häufig von einer Seite beginnend, wird braun und fällt ab. Die Pflanzen können auf dem Felde in jeder Entwicklungsstufe erkranken, und es finden sich alle Übergänge eines jähen oder langsameren Verlaufs der Welke. An ganz jungen Sämlingen leiden oft schon die Samenblätter. Solche Pflanzen gehen sehr früh zugrunde. Stirbt die Hauptachse bei erwachsenen Stauden ab, so entwickeln sich am Grunde wohl noch Ersatztriebe, die aber selten Samenreife erlangen. Schneidet man einen welkekranken Ast durch, so sieht man als inneres Merkmal braune Stippflecken auf dem Querschnitt. Diese Bräune beschränkt sich auf die der Wasserbewegung dienenden Gefäßgruppen. Sie erstreckt sich im Holzkörper von den Wurzeln aufwärts durch das Gezweig bis in Blätter, und läßt sich oft sogar bis in Fruchtstiele und Kapseln verfolgen. Stark erkrankte Pflanzen bleiben sehr bald im Wachstum zurück. Auch ihre Pfahlwurzel ist gestaucht, jedoch anfangs äußerlich anscheinend unversehrt; einzelne Wurzeln können schließlich ganz in Fäulnis übergehen. — Erreger: *Fusarium vasinfectum* und *F. vasinfectum* f. 1 *(F. vasinfectum v. aegyptiacum)* (10) (Abb. 48). In Ägypten (4) sind außerdem noch Pilzstämme, bei denen meist die Entwicklung von Sporenlagern (Sporodochien) ausblieb *(F. angustum, F. orthoceras)*, als Erreger der Welke nachgewiesen. Mannigfache Übergänge dieser Isolierungen untereinander deuten aber auf die Möglichkeit hin, daß es sich um Wuchsformen ein- und desselben Welkeerregers handelt. Wegen anderer, ebenfalls mitunter als Welke (6) bezeichneter Fusariosen vergleiche

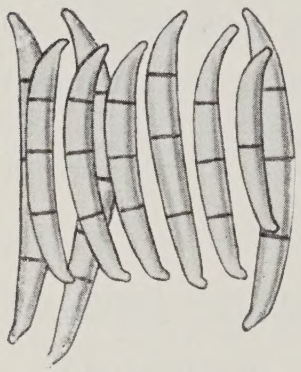

Abb. 48. *Fusarium vasinfectum*. Vergr. 900. Erreger der Baumwollwelkekrankheit *(Gossypium herbaceum)*. Konidien gedrungener und schlankerer Form

die weiter unten behandelten Krankheiten der Baumwolle. *F. vasinfectum* findet sich auch auf einer der Baumwolle verwandten Malvacee, dem Eßbaren Eibisch, *Hibiscus (Abelmoschus) esculentus*, und kann von diesem auf *Gossypium* übergehen (7). Die Infektion findet durch die Wurzelhaube oder beschädigte Wurzelfasern statt, nach deren Zerstörung der Pilz sich in den Leitbahnen emporarbeitet, um die ganze Pflanze bis zum Scheitel mit seinem Pilzfäden zu durchziehen. Der Pilz ist thermophil, gedeiht bei 25—30 (Min. unter 10, Max. bei 40)°C und greift bei Bodeninfektionen am stärksten bei 28—32 (Min. 18, Max. 36)°C an (4, 8, 9). In Ägypten wurden besonders schwere Angriffe auf Feldern mit einer Bodenfeuchtigkeit von 50—60% der Aufnahmefähigkeit wahrgenommen. Änderungen der Wasserstoffionenkonzentration gegenüber ist der Pilz in weiten Grenzen (P_h 3 bis 9) unempfindlich (4, 9). Welke tritt stärker auf in sandigen als in schweren Böden, doch kommen Ausnahmen vor (4, 5). Der Grad der Bodenverseuchung wirkt hierbei mit. Wird der Pilz begünstigt, wie dies in einem warmen, gut durchlüfteten, an organischen Stoffen reichen, sandigen Boden der Fall ist, so reichert er sich im Boden stark an und durchsetzt ihn so ausgiebig, daß er zahlreiche Pflanzen im Felde bespinnen kann. In anderen Böden ist er in seiner Vermehrung und Verbreitung gehemmt. Man sollte daher versuchen, für Baumwollbau geeignete, pilzabweisende Böden zu ermitteln, um die Welke abzuwehren. — Bekämpfung: Da der Pilz auch an der Samenhülle haften kann, ist die Verwendung gesunden, von krankheitsfreien Feldern geernteten Saatgutes wichtig. Im übrigen ist man auf den Anbau resistenter Sorten angewiesen, von denen in den Vereinigten Staaten (11—12) genannt werden: Dixie, Dixie Triumph, Dixie Cook, Dix Afifi, Cook, Cooke 307—6, Cooks Improved, Tri-Cook, Corington Toole, Miller Toole, Lewis No. 63, Cleveland No. 54 und Acala No. 5 sowie die langfaserigen Sorten: Delfos—6102, Expreß—350, Saulsburg, Lightning Expreß und Super Seven. Wo der Kapselkäfer vorkommt, nimmt man gern die frühen Sorten Dixie Triumph und Dixie Cook. Sie behalten ebenso wie Super Seven ihre Resistenz auch beim Hinzutreten von Wurzelälchen *(Heterodera radicicola)* bei. In anderen Ländern zeigten Resistenz: In Peru (13) die Sorte Tangius, die noch welkefester sein soll als die besten resistenten Sorten in den Vereinigten Staaten; in Ägypten (3, 14) Ashmouni, Zagora und Sakha 4 Gidid sowie die indischen „*Gossypium hirsutum*"-Sorten Nauk, Dharwar II No. 1, Buri No. 3, Codag 1 und Jayawant; in Indien eine Selektion aus *Gossypium verum*, die sich gut verspinnen läßt, sowie die langfaserige „Kumpta". In Malta hat die Gallipoli-Baumwolle, eine Varietät von *Gossypium hirsutum*, die alte Lokalsorte von *G. herbaceum* fast ganz verdrängt. Anscheinend läßt sich der Schadwirkung des Pilzes auch durch Maßnahmen der Bodenpflege und Düngung entgegenarbeiten. Wo auf

resistente Sorten verzichtet werden muß, mag ein solcher Hinweis wertvoll sein. So wirkten unter gewissen Bedingungen günstig in Arkansas (11): Starke Kaligaben (3,75 dz Kalisalz oder 12 dz Kainit je ha) oder mäßige Kali- mit Stickstoff- und Phosphor-Düngung (0,5 dz Kalisalz, 1,9 dz salpetersaures Natron und 3,5 dz Superphosphat je ha).

Umfallkrankheit der **Sämlinge.** In allen Gebieten mit Baumwollbau vorkommend, mit Welke zusammen oder auch allein. Krankheitsbilder und Erreger verschieden. Bei der Umfallkrankheit wird das Faulgewebe am Wurzelhalse dunkelbraun bis fast schwarz. Die Faulzone ist örtlich begrenzt, später oft eingeschnürt, während Wurzeltöter-*(Rhizoctonia-)*Befall durch weichere kastanienrotbraune Farben sich abhebt und Welke durch das Fehlen äußerer Braunfäule. Innerlich kann die Verfärbung über die Wurzelhalslaufzone hinausgreifen. Stark erkrankte Sämlinge, deren Samenblätter sich vom Rande her einrollen, vergilben und welken, sind meist am Wurzelhals schon verfault, eingeschnürt und dadurch zum Absterben verurteilt (3, 4, 15). — Erreger: Im allgemeinen gilt *Fusarium vasinfectum* auch als Ursache des Sämlingssterbens (3, 4, 16—19). Eine andere Wurzelhalsfäule und Umfallkrankheit wird durch den Wurzeltöter *(Rhizoctonia)* hervorgerufen, dem dann *Fusarium moniliforme* und *F. scirpi (F. gibbosum)* (16, 17) nachfolgen mögen. *F. moniliforme* gilt hie und da auch als primärer Einwanderer (21), doch halten sich die durch diesen Pilz bewirkten Schädigungen in ebenso bescheidenen Grenzen wie der auch die Wurzelfasern der Keimlinge ergreifende Befall durch *F. scirpi.* Von Interesse ist die Meldung über Fusariosen aus Rußland durch *F. caucasicum* und *F. buharicum,* zwei mit *F. coeruleum* verglichene, aber vielleicht dem Formenkreise des *F. solani v. Martii* näherstehende Pilze. Baumwolle in Aserbeidjan litt unter *F. caucasicum* Letov (18). Bei Infektionsversuchen lief ein erheblicher Teil der ausgesäeten Samen bei anfälligen Sorten gar nicht auf, sondern faulte schon im Boden, oder die auflaufenden Sämlinge wurden wurzelhalsfaul. Der Pilz bildete oberhalb der Faulzone blaugrüne Lager mit meist 3-septierten (33—47 × 3—6,6 μ), seltener 4—5-septierten (40—55 × 3—6,6 μ) Konidien. Während hier „Buchara"-Baumwolle einige Resistenz zeigte, griff in Uzbekistan (7) ein anderes *Fusarium, F. buharicum* Jaczewski (20), gerade die genannte Sorte besonders stark an (19); amerikanische „Upland"-Sorten dagegen blieben anscheinend immun. *F. buharicum* hat mehr (70%) 5-septierte (38—54 × 4,5—7,5 μ) als 3-septierte (30—49 × 4,5—7,5 μ) Konidien. Die befallenen, zum Unterschiede von echter Welke plötzlich absterbenden Sämlinge bilden oft krebsartige Wucherungen am Wurzelhalse und oberhalb hell- bis dunkelblauschwarze, seltener rosigweiße, fruchtende Schimmelpolster. Diesen Sämlingsfäulen kommt größere ökonomische Bedeutung zu, da mitunter die Mehrzahl der Pflanzen in

der Jugend oder in irgendeiner Entwicklungsstufe bis zur erwachsenen Staude zugrunde gerichtet wird. — Bekämpfung: Durch Behandlung der Samen mit Trockenbeizmitteln wie Ceresan (1 kg je 100 kg Samen) (17) oder Tillantin R.; und durch Bevorzugung von Sorten, die in den einzelnen Gegenden Resistenz gezeigt haben.

Fußkrankheit (Wurzelfäule). Diese trockene Rindenfäule an der Basis älterer Pflanzen ist aus den Vereinigten Staaten (U. S. A.) (21, 22) und der Türkei (17) gemeldet. Sie mag mit der vorbehandelten Krankheit zusammenhängen (23) (vergleiche auch die Ursachen dort). Werden ältere Stauden ausgerodet, so sieht man dunkelbraune, bei Dürre eingesunkene, von Rissen durchfurchte Rindenflecke oder Einschnürungen um die Pfahlwurzel herum. Anfangs werden die Wurzelfasern und primären Wurzeln angegriffen. Die Befallstellen an den größeren Wurzeln sind erst gelblich bis hellbraun und dunkeln später nach. Stoßen Ersatzwurzeln durch die Schadstellen hindurch, so wachsen die Pflanzen weiter, bis auch erstere befallen werden. Infolge der dauernden Entwicklungshemmung bleiben die Wurzeln kurz und die Pflanzen niedrig, die Achse gestaucht und verdickt. An den kranken Stellen des Wurzelstocks platzt die Rinde auf; bei Dürre schrumpft das Wundgewebe und hinterläßt Vertiefungen oder bei Umfassung der Achse Gürtelzonen. — Erreger: *Fusarium moniliforme* gilt als Ursache (21, 22). Von Maiskorn und abgestorbenen Teilen der Banane (aus Mittelamerika) stammende Isolierungen von *F. moniliforme* erzeugten ebenfalls Wurzelfäule (22). Der Baumwollpilz findet sich auch an embryonalen Faulstellen kranker Samen (24), die dann nach dem Auslegen entweder nicht keimen oder unter Wurzel-Weichfäule später eingehen. Der Pilz greift meist nur die oberflächlichen (1 bis 3) Zellschichten der Wurzel und gewöhnlich nur an einzelnen Stellen an. Tiefer liegende lebende Gewebe verschont er. — Bekämpfung: Durch Behandlung der Saat mit Trockenbeizmitteln (Ceresan, Tillantin R., Uspulun No. 3, Du Pont No. 12 und 18) oder Sublimat im Naßbeizverfahren (16, 22). Die Wirksamkeit hängt jedoch vom Grad der Bodenverseuchung ab. Daher wird man versuchen müssen festzustellen, ob nicht unter den welkefesten Sorten solche vorhanden sind, die auch der Wurzelfäule widerstehen.

Kapselbefall. Aus Nordamerika (21, 22, 26) (U. S. A.), Porto Rico, Australien (24), Rußland (20) und Afrika gemeldet. Bei frühzeitiger starker Infektion können die jungen Kapseln abgestoßen werden. Der meiste Befall trifft jedoch das Innere grüner oder reifender Kapseln und entwertet die Faser. Nach australischen (25) Meldungen können bis 50% der Kapseln in grünem Zustande schon infiziert sein. Auch aus Rußland werden Verluste gemeldet. Die Faser befallener Kapseln ist stichig und je nach Ursache rosig, bräunlich, gelblich, grau oder schwärzlich verfärbt. Die Verrottung ist verschieden. Wird solche Wolle gehandelt, so wird sie fast immer geringer bewertet

als hellfarbige, reine Ware. — Erreger: *Fusarium moniliforme* (25) ist die Hauptursache der rosigen Faserverfärbung in der Kapsel. Erleichtert wird dem Pilze das Eindringen durch winzige Einstichwunden, wie auch aus Infektionsversuchen (24) hervorging. In Australien sollen besonders der Harlekin- oder chinesische Käfer *(Tectocoris lineola)* und der Baumwollfärber *(Dysdercus sidae)* solche Eingangspforten schaffen. *Fusarium scirpi v. compactum* bewirkt in den Südstaaten der Union z. B. in Texas häufig eine rotbraune Faserverfärbung in der Baumwollkapsel, während in Rußland (20) sowie in Afrika verschiedene Pilze darunter Fusarien beim Kapselbefall eine Rolle spielen und auch am Samen vorkommen, wie *Fusarium moniliforme, F. scirpi v. acuminatum, F. sporotrichioides, F. anguioides* und *F. diversisporum.* Es gibt also alle Übergänge von Erkrankungen: Knospenbefall, unter Schwarzfäule zum vorzeitigen Abfallen führend, Faserverfärbung und Samenbefall. Bei letzterem mag auch der Welkeerreger mitwirken. — Bekämpfung: Da Fusarien häufig durch die von Insekten herrührenden Stichwunden eindringen, muß sich der Kampf gegen diese richten, um Infektionen von außen her zu verhüten.

Stockflecken in **Spinnereierzeugnissen** der Baumwolle. Mißfarbige Stellen, sogenannte Stockflecken finden sich an Baumwollgarnen und Geweben ziemlich häufig (27—30). Sie stellen Verpilzungen dar und werden von verschiedenen Mikroorganismen, unter anderen auch Fusarien erzeugt. Sie können schon mit minderwertiger Baumwolle eingeführt sein. Der Befall kann sich bei unsorgfältiger Lagerung verschlimmern. In Gebrauch befindliche Stoffe können verwittern und stockig werden. Die zum Schlichten von Garnen und Appretieren verwendeten Stärkemittel bieten Pilzen einen günstigen Nährboden bei Gegenwart von genügender Feuchtigkeit. — Erreger: *Fusarium scirpi v. compactum* ist mehrfach von Baumwollgarn-Stockflecken isoliert worden (siehe auch unter Kapselbefall). Es erzeugt rotbraune bis graue Flecken. Unter Pilzen von gefärbter und ungefärbter Baumwoll-Kunstseide (Nitroseide usw.) ist ebenfalls ein *Fusarium* (30) nachgewiesen. Dieser Befall führte keine Verrottung der Faser herbei im Gegensatz zu der ersteren Fusariose, unter der die Zugfestigkeit, Weichheit und Feinheit der Garne erheblich leiden kann. — Abwehr: Durch Zusatz von Fungiziden wie Thalliumkarbonat, 1%igem Zinkchlorid (27) oder Salicylaniliden (29) zu den beim Schlichten und Stärken von Gespinsten verwendeten Mitteln wie Tapioca *(Cassava)*, Sago *(Metroxylon)* und Farina *(Dioscorea)*, die übrigens an und für sich weniger leicht schimmeln als Dextrine, Getreidemehl sowie zucker- und stickstoffhaltige Produkte (28).

(1) Atkinson, G. F., Some diseases of Cotton. Alabama Agr. Exp. Sta. Bull. **41**, 1892.

(2) Smith, Erw. F., Wilt disease of Cotton, Watermelon and Cow pea. U. S. Dept. Agr. Div. Physiol. and Pathol. Bull. **17**, 1899.

(3) Fahmy, T., The Fusarium disease (wilt) of cotton and its control. Phytopathology **17**: 749—767, 1927.

(4) Fikry, A., Investigations on the wilt disease of Egyptian Cotton caused by various species of Fusarium. Min. Agr. Egypt. Techn. and Sci. Service (Plant Protect. Sect.) Bull. 119, 106 p., 1932.

(5) Kulkarni, G. S. and Mundkur, B. B., Studies in the wilt disease of Cotton in the Bombay Karnatak, Series 1. Mem. Dept. Agr. India, bot. ser. **17**, 27 p. 1928.

(6) Taubenhaus, J. J., Ezekiel, W. N. and Rea, H. E., A new Cotton wilt. Phytopathology **19**: 171—173, 1929.

(7) Zaprometoff, N. G., Krankheiten der Baumwollpflanze. Forschungsanst. f. Baumwollbau. Taschkent, I, 34 p. 32 Abb. 1929 (russisch mit engl. Auszug).

(8) Young, V. H., Cotton wilt studies I. Relation of soil temperature to the development of cotton wilt. Arkansas Agr. Exp. Sta. Bull. 226, 50 pp. 1928.

(9) Neal, D. C., Cotton wilt: a pathological and physiological investigation. Ann. Missouri Bot. Gard. **14**: 359—424, 1927.

(10) Fahmy, T., Étude de la pénétration du champignon F. vasinfectum Atk. v. aegyptiacum Fahmy dans les racines du Cotonnier. Thesis 881, Université de Genève 70 pp., 1930.

(11) Ware, J. O., Young, V. H. and Janssen, G., Cotton wilt studies III. The behavior of certain Cotton varieties grown on soil artificially infested with the Cotton wilt organism. Arkansas Agr. Exp. Sta. Bull. 269, 1932.

(12) Ware, J. O. and Young, V. H., Control of Cotton wilt and "rust". Ebenda Bull. 308, 1934.

(13) Barducci, T. B., Un nuevo metodo para la determinacion de "la marchitez" o "Cotton wilt" del Algodonero, el método de la hoja o "Cotton wilt" leaf index. Min. de Fomento, Direc. de Agric. y Gan. Estac. Exp. Agr. de la Molina Circ. 21, 1933.

(14) Fahmy, T., The selection of wilt immune strains of long staple Cotton (Sakha 4 Gidid). Min. of Agr. Egypt, Techn. and Sci. Service (Mycol. Sect.). Bull. 130, 1934.

(15) Rosen, H. R., Fusarium vasinfectum and the damping off of cotton seedlings. Phytopathology **15**: 486—488, 1925.

(16) Forsteneichner, F., Beizversuche an Baumwollsamen mit den Trockenbeizmitteln Tillantin R. und Ceresan. Nachr. üb. Schädlingsbek. **5**: 136—147, 1930.

(17) Derselbe, Die Jugendkrankheiten der Baumwolle in der Türkei. Phytopath. Zeitschr. **3**: 367—412, 1931.

(18) Letov, A. S., Material f. Mykologie und Phytopathologie, Leningrad, 8, 1929 (russisch).

(19) Zaprometoff, N. G., Material zur Pilzflora Mittelasiens I. Mitt. a. d. Uzbekistan Pflanzenschutz-Versuchsstelle, Taschkent, 36 S., 1926 (russisch).

(20) Jaczewski, A. A., Einige Krankheiten der Baumwollfasern. Microbiol. Journ. **9**: 159—167, 1929 (russisch).

(21) Camp, A. F., Cotton investigations. Ann. Rept. Florida Agr. Exp. Sta. f. 1928, p. 38R—41R, 1928.

(22) Woodroof, N. C., A disease of Cotton roots produced by F. moniliforme Sh. Phytopathology **17**: 227—238, 1927. — Treating Cotton seed by the dusting method. Georgia Agr. Exp. Sta. Bull. 170, 16 pp. 1931.

(23) Estifeyeff, P. G., Contribution to the study of root rot of Cotton under Central Asiatic conditions. Scient. Res. Inst. f. Cotton growing and f. the Cotton industry. Scient. Ser. Taschkent 1930.

(24) Pratt, Clara A., A disease of Queensland Cotton seed. Empire Cotton growing Review **3**: 103—111, 1926.

(25) Ballard, E., Some of the causes of low-grade cotton. Queensland Agr. Journ. **23**: 542—544, 1925.

(26) Edgerton, C. W., The rots of the cotton boll. Louisiana Agr. Exp. Sta. Bull. 137, 113 pp. 1912.

(27) Morris, L. E., I. Mildew in cotton goods. The growth of mould fungi on sizing and finishing materials. Journ. Text. Inst. **17**: T 1 bis T 22, 1926. — II. The growth of mould fungi on steeped wheat flour. Ebenda **17**: T 23—T 37, 1926. — III. Antiseptics and the growth of mould fungi on sizing and finishing materials. Ebenda **18**: T 99—T 127, 1927.

(28) Fargher, R. G., Galloway, L. D. and Probert, M. E., The inhibitory action of certain substances on the growth of mould fungi. Shirley Inst. Mem. Didsbury **9**: 37—52, 1930.

(29) Galloway, L. D., The formation of "diamond spot" stains by mildew fungi. Journ. Text. Inst. **22**: T 494—T 496, 1931.
(30) Eccles, J., Mildew growth on cellulose acetate fabrics. Textile Manufacturer **57**: 184, 1931.

Gramina, Gräser.

Schneeschimmel auf **Golfplätzen** und **Rasenflächen** verschiedener Art. Vorkommen in Nordamerika (1, 2) und ganz Europa (3, 4). Außer den Rasenflächen auf Sportplätzen leiden Grünflächen in Schmuckanlagen, Grashänge an Fahrrinnen, Teichen usw. Bei starkem Befall entstehen Kahlstellen im Rasen. Auf Golfplätzen treten, besonders auf den die Löcher (putting greens) umgebenden Rasenflächen zur Zeit der Schneeschmelze kleinere bis fußgroße oder ausgedehntere rundliche Bestandslücken auf (Abb. 49). Diese Flecken sind fahl, grau, braun oder rosigweiß. Die meist darniederliegenden Grasblätter sind gebleicht, fühlen sich bei Nässe schleimig an und sind von Pilzfäden locker besponnen oder völlig verschimmelt und untereinander verfilzt. Halmgrund und Wurzelhals leiden bei heftigem Umsichgreifen des Schneeschimmels ebenfalls. Halten sie jedoch stand, so brauchen sie doch lange Zeit um sich zu erholen. Daher verunkrauten solche Befallsstellen stark und erdrücken den Rasen. In Nordamerika unterliegen dem Schneeschimmel folgende Gräser: *Poa pratensis, Poa annua, Agrostis alba, A. tenuis, A. maritima, A. canina, Festuca rubra* und Getreide. In England zeigten Befall: *Poa annua, Agrostis alba (stolonifera v. alba), A. tenuis, Festuca rubra, F. ovina, Lolium perenne* sowie an Gräben wachsende Wildgräser der Gattungen *Aira, Bromus* und *Holcus* (3). Von Wildgräsern und Getreide, die als Wirtspflanzen des Schneeschimmelpilzes bekannt sind, kann der Schädiger auf

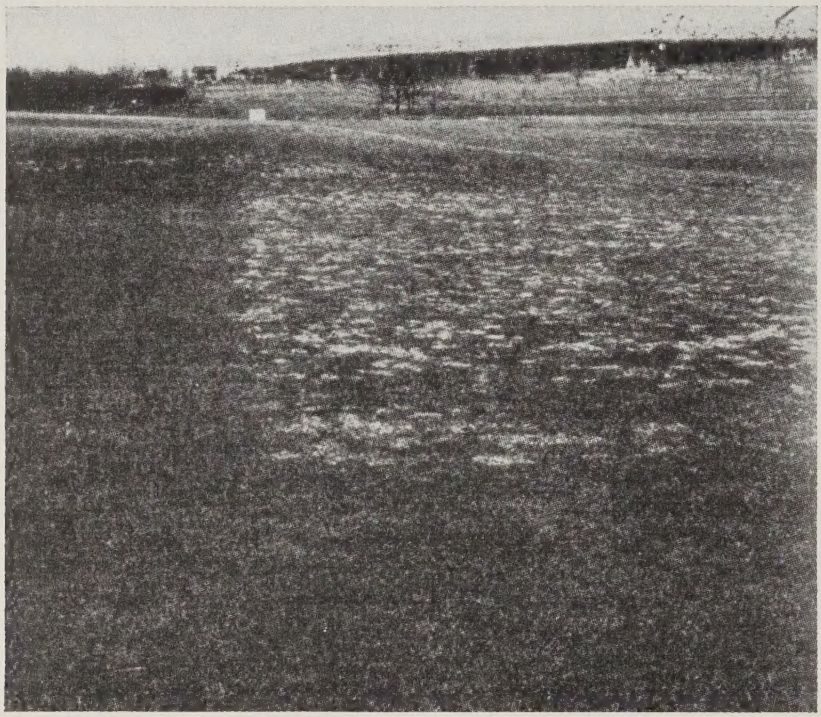

Abb. 49. Schneeschimmel auf Golfrasenflächen. Erreger: *Fusarium nivale (Calonectria graminicola).* Die im Vordergrunde und zur Linken im Bilde dunkler erscheinenden Rasenflächen waren mit Sublimat behandelt und sind gesund geblieben, während die Hauptfläche des Bildes zahlreiche weißliche Flecken, nämlich die durch Schneeschimmel im unbehandelt gebliebenen Rasen angerichteten Zerstörungen, aufweist. (Nach Monteith und Dahl)

Rasenflächen übergehen. — Erreger: *Fusarium nivale (Calonectria graminicola)*. In Amerika (U. S. A.) griff der Pilz im Infektionsversuch in Feuchtkammern kühl (0—5 ° C) gehaltene Gräser *(Agrostis alba, A. palustris, Poa pratensis, Poa annua,* ferner Gerste, Hafer, Roggen und Weizen) sehr schnell, oft schon nach 2 Tagen sichtbar an, viel langsamer und schwächer dagegen bei 15—20 ° C. Der Pilz gedeiht zwar in künstlicher Anzucht bei etwa 20 ° (Min. 2 °, Max. 32 °) C. Seine zerstörende Tätigkeit setzt aber bei ziemlich tiefer Temperatur bereits ein, wenn die Pflanze geschwächt aus dem Winter hervorgegangen ist, während im Sommer die Pflanze im Vorteil ist und den Pilz leichter abwehren kann. Die Infektion geht, wie folgt, vor sich: *F. nivale* bespinnt die Blattfläche und dringt durch die Spaltöffnungen in das Innere ein, erst interzellular, dann auch untrazellular fortschreitend. Die Blätter sterben infolge des Angriffs schnell ab. Der Pilz bildet Sporenlager auf den absterbenden Blättern besonders an den Spaltöffnungen. Klimatische Faktoren beeinflussen den Umfang der Schädigung. Nässe im Herbst, hoher Schnee auf frostfreiem Boden, anhaltend kaltes, feuchtes Frühjahrswetter begünstigen Schneeschimmelbefall. Auch künstliche Düngung spät im Herbst macht die Gräser anfälliger gegen Pilzangriffe. Ein Überfluß an organischen Stoffen im Boden und herumliegende Strohreste erhöhen den Befall. Wärme, Sonnenschein und trockene Winde nach der Schneeschmelze bringen ihn zum Stillstand. Ist der Rasen nicht kurz gehalten, dauert es längere Zeit, bis Licht und Sonne genügend einwirken können, um den Schneeschimmel zu beseitigen und die Erneuerung der Rasendecke zu fördern. Durchharken und Auflockern der Grasnarbe tragen zur Durchlüftung bei und regen das Wachstum an. Nach englischen Untersuchungen ist der von Golfrasen isolierte Pilz von dem Erreger des Getreide-Schneeschimmels etwas verschieden (3). Weitere Arbeiten sind erforderlich, um die Beteiligung anderer Fusarien zu prüfen. In Dänemark (5) gilt *F. nivale* zusammen mit *F. culmorum* als Hauptschädiger auf *Lolium perenne,* während in den Vereinigten Staaten (1) *F. culmorum, F. avenaceum, Gibberella Saubinetii* und *F. solani* im Gegensatz zu *F. nivale* die eingangs erwähnten Gräser unter den Schneeschimmel begünstigenden Versuchsbedingungen nicht anzugreifen vermochten. — Bekämpfung: Durch Bestreuen der Grasnarbe im Herbst mit Sand oder feinem Kompost, dem Kalomel (Quecksilberchlorür) oder Sublimat (1 g je 1 qm) zugesetzt ist (1) (Abb. 49). Nach englischen Erfahrungen (3) wirken Spritzungen mit Bordeauxbrühe unter Zusatz von Malachitgrün (0,005%) in Menge von 1 Liter je 1 qm ebenfalls günstig. Die Anwendung hat abends zu geschehen. Neun Monate fortgesetzte Behandlung einschließlich zweimal wöchentlich vorzunehmender Spritzungen während dreier Wochen vor Eröffnung der Spielzeit und einmal wöchentlich von Mai bis September wird emp-

fohlen. Die Anfälligkeit der Grasarten ist verschieden. Gewisse Linien von Straußgras, *Agrostis maritima*, z. B. „Columbia", sind nach amerikanischen Erfahrungen sehr anfällig, „Metropolitan" dagegen ist merklich resistent gegen Schneeschimmel. Schwingel *(Festuca)* ist wegen seiner Anfälligkeit besser ganz auszuschalten. In England zeigte Lolch, *Lolium perenne*, unter natürlichen Bedingungen eine ziemliche Widerstandskraft.

Schädigungen auf **Wiesen** und **Weideplätzen** usw. Auf natürlichen wie auf künstlichen Wiesen, auf Gras an Wegen, Bahnen, Zäunen,

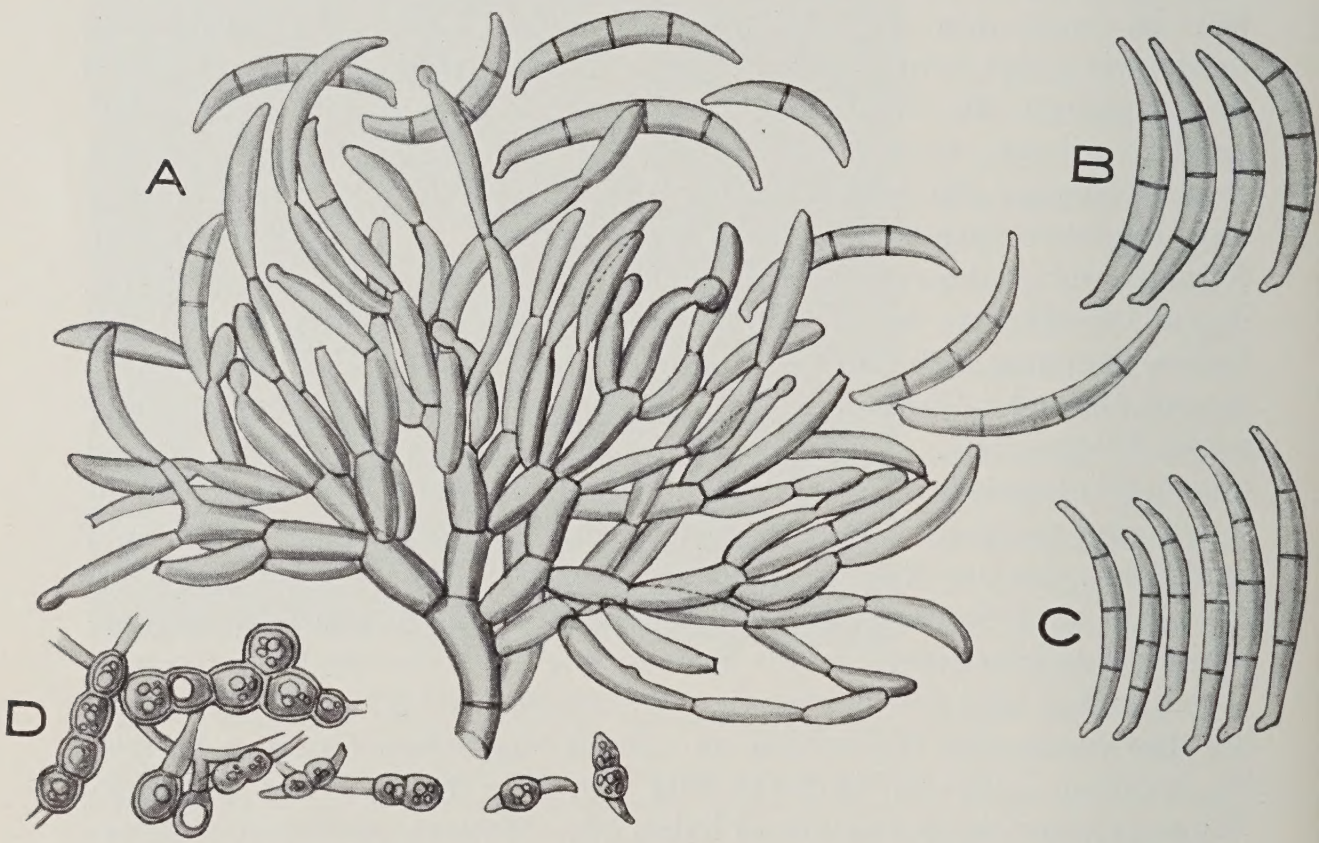

Abb. 50. *Fusarium heterosporum.* Vergr. 900, außer D (Vergr. 450). Von Quecke *(Agropyron repens)*, von Cariopse. A. Teil eines fruchtenden Sporodochiums mit reich verzweigten Konidienträgern; B. Normale Konidien; C. Schmalere Konidien der normalen Trockenstufe; D. Chlamydosporen am Myzel und in Konidien entwickelt

Hecken, Teichen, in Wald und Feld, in trockenen und feuchten Lagen wird häufig Befall durch Pilze, darunter Fusarien, festgestellt. Verschleppungen von Schadpilzen der Futter- und Wildgräser auf Getreide, in Milcherzeugnisse (siehe dort), auf Zierpflanzen usw. können stattfinden. Außer dem oben genannten Schneeschimmelpilze sind *Gibberella Saubinetii (Fusarium graminearum)*, *F. poae* und *F. heterosporum* häufige Bewohner von Futtergräsern und Gramineen verschiedener Standorte. *Gibberella Saubinetii* kommt vor auf Sand-Helmgras, *Ammophila arenaria*, Rietgras, *Carex*, Süßgras, *Glyceria*, Schilfrohr, *Phragmites*, und Binse *Scirpus*. Nach den Ergebnissen von Infektionsversuchen in Kanada (6) tötete der Pilz einen hohen Prozentsatz von Sämlingen vor dem Auflaufen bei folgenden Gräsern: *Agropyron*

elongatum, *A. repens* (Quecke), *Bromus inermis* und *B. ciliatus*. — *Fusarium poae*, das die Silberährigkeit beim Wiesen-Rispengrase, *Poa pratensis*, erzeugt und auch auf Mannagras, *Poa triflora*, Quecke, *Agropyron repens*, Fioringras, *Agrostis alba*, Lieschgras, *Phleum pratense* und *Phalaris*-Arten vorkommt, kann außer auf unseren wichtigsten Getreidearten und Mais noch auf Nelken (siehe auch unter *Dianthus*) übergehen und Knospenfäule hervorrufen (7). Auf Pfirsich (siehe unter *Prunus persica*) ist *F. poae* als Fruchtfäuleerreger nachgewiesen. — *Fusarium heterosporum* (Abb. 50) lebt besonders auf Mutterkorn (*Claviceps*-Arten) und zwar auf folgenden Gräsern: *Agropyron, Alopecurus, Arundo, Bromus, Elymus, Glyceria, Holcus, Hordeum murinum, Lolium, Molinia, Paspalum, Phleum, Poa, Scirpus, Spartina, Secale, Triticum, Zea* usw. Dieser Pilz stiftet durch Zerstörung von Mutterkorn eher Nutzen als Schaden und ist im ganzen von geringer ökonomischer Bedeutung. — Bekämpfung: Bei guter Pflege der Futterwiesen lassen sich die Schäden durch Schneeschimmel und andere Fusariosen in Schach halten. Im übrigen vergleiche die Maßnahmen bei den betreffenden Pflanzengattungen.

(1) Dahl, A. S., Snowmold of turf grasses as caused by Fusarium nivale. Phytopathology **24**: 197—214, 1934. Siehe auch ebenda **20**: 131, 1930.

(2) Monteith, J. and Dahl, A. S., Turf diseases and their control. The Bulletin of the U. S. Golf Assoc. Green Section **12**: 87—186, 1932.

(3) Bennett, F. T., Fusarium patch disease of bowling and golf greens. Journ. Board Greenkeeping Res. **3**: 79—86, 1933. — Fusarium species on British cereals. Fusarium nivale (Fr.) Ces. = ? Calonectria graminicola (Berk. et Br.) Wr. Ann. of Appl. Biol. **20**: 272—290, 1933.

(4) Sampson, K., The occurrence of snow mould on golf greens in Britain. Journ. Board Greenkeeping Res. **2**: 116—118, 1931.

(5) Oversigt over Plantesygdomme 162. Vintermaanederne og April 1929. Statens plantepatologiske Forsög, 6 S. 1929. — Tidsskr. f. Planteavl **36**: 506—554, 1930.

(6) Podwick, G. W. and Henry, A. W., The relation of species of Agropyron and certain grasses to the foot-rot problem of wheat in Alberta. Canadian Journ. of Res. **8**: 349—363, 1933.

(7) Stewart, F. C. and Hodgkiss, H. E., The Sporotrichum bud-rot of carnations and the silver top of June grass. New York Agr. Exp. Sta. Techn. Bull. 7, 1908.

Gräser s. ***Gramina.***

Große Bohne s. ***Vicia.***

Gurke s. ***Cucumis sativus.***

Hafer s. ***Avena.***

Hahnenkamm s. ***Celosia.***

Hevea brasiliensis, Para-Kautschukbaum.

Rindenfäule. Durch unvorsichtiges Zapfen geschwächte Bäume werden von fäulnisbewohnenden oder auch schädlichen Mikroorganismen, darunter Fusarien besiedelt. Stehen die Pflanzen in Dickungen unter Lichtmangel, wird der Heilvorgang verzögert, und sind Schad-

pilze zugegen, können angegriffene Rindenteile faulen und mitleidende Zweige welken und absterben. — Erreger: Fusarien der Martiella-Gruppe (1) in den Malaiischen Staaten, Asien und *Fusarium merismoides (F. udum)* (2) in Uganda, Afrika sind festgestellt. Infektionsversuche mit letzterem Pilze führten einen hohen Prozentsatz von Befall herbei. — Bekämpfung: Siehe unten.

Mißfärbungen im Handels-**Kautschuk** (Rohgummi, „crepe"). Unerwünschte, den Preis drückende, aus den Malaiischen Staaten (3—5), Ceylon (6) und den Philippinen gemeldete Verfärbungen treten unter ungünstigen Bedingungen beim Trocknen des Plantagen-Kautschuks auf. Sie sind rot, rosig, gelblich, spangrün, dunkelblau, schwarz usw., verblassen wohl später, bleiben jedoch auffällig. — Erreger: Unter anderen *Fusarium javanicum* (3). Bei künstlicher Infektion, besonders bei 30° (Max. 37°) C entstanden in Rohgummi mit hohem Wassergehalt violette Flecke schon 3 Tage nach Einführung des Pilzes, und verschieden starke andere Verfärbungen danach. — Bekämpfung (3—7): Durch Sauberkeit beim Zapfen und Sammeln des Milchsaftes sowie bei Bereitung der Gummiplatten, schnelles Trocknen, und sorgfältiges Ausräuchern läßt sich die Mißfärbung fast verhüten; auch durch Zusatz von 0,01% Paranitrophenol zu der verdünnten Säure, mit der das Produkt zum Gerinnen gebracht wird, oder Eintauchen fertiger Gummiplatten in die Beizlösung (Paranitrophenol).

(1) Beeley, F., Fungi and diseases of the tapping panel. Quart. Journ. Rubber Res. Inst. Malaya I: 250—272, 1929.

(2) Snowden, J. D., Rot of Hevea cortex in Uganda. Uganda Dept. Agr. Circ. 17: 13—22, 1926.

(3) Brown, W., Rept. on further experiments on the spotting of crepe rubber. Bull. Rubber Growers' Assoc. 7: 522—532, 1925; vgl. auch vorher ebenda 6: 682—688, 1924.

(4) Fullerton, R. G., Notes on defects in smoked sheet and crepe rubber. Quart. Journ. Rubber Res. Inst. Malaya I: 66—74, 1929.

(5) Stevens, H. P., Unsmoked sheet rubber prepared with dinitroorthocresol. Bull. Rubber Growers' Assoc. 8: 536—537, 1926. — Derselbe, Smoked sheet rubber prepared with dinitroorthocresol, ebenda p. 594—596, 1926. — Paranitrophenol as a mold preventative, ebenda 7: 560, 1925.

(6) O'Brien, T. E. H., On the smoking of sheet rubber in relation to mould prevention. Rubber Res. Scheme (Ceylon), Bull. 42, 1926.

(7) Pinching, H. C., Some common defects in prepared plantation rubber and their prevention. Bull. Rubber growers' Assoc. 6: 538—549 und 625—634, 1924.

Hibiscus cannabinus, Gambohanf, Ambarihanf, Java-Jute, Bimli Jute.

Welke. Eine Welkekrankheit des Gambohanfs ist aus Afrika (1) und Russisch-Asien (2, 3) gemeldet. — Erreger: *Fusarium vasinfectum* (2, 3). Wahrscheinlich handelt es sich um dieselbe Pilzform wie bei Baumwolle und eßbarem Eibisch *(Abelmoschus = Hibiscus esculentus)*, obgleich kreuzweise Infektionen mit Pilzstämmen der anfälligen Pflanzengattungen noch ausstehen dürften. Ein von wurzelfaulem Gambohanf isoliertes *Fusarium* blieb unbestimmt (3).

Grauer Bast. Mit diesem Namen ist eine Krankheit des Ambarihanfs bezeichnet, die in Daghestan beim Anbau dieser Textilpflanze auftrat und auf ein *Fusarium* der Gruppe Discolor zurückgeführt wird (4). Vielleicht gehört hierher auch eine ebenfalls in Rußland festgestellte Umfallkrankheit der Sämlinge, die auf ein nicht näher bestimmtes *Fusarium* zurückgeführt worden ist (5). Samenuntersuchungen zeigten die Gegenwart von *Fusarium* an der Oberfläche und im Gewebe kranker Samen. Säete man mit verschiedenen Fusarien infizierte Saat aus, so erwies sie sich als deutlich in der Keimkraft geschwächt. Die Pflanzen wurden fußkrank, kümmerten oder gingen ganz zugrunde. — Bekämpfung: Befallene Samen ließen sich durch Beizen mit Formaldehyd (30%) bei 3 Min. Einwirkungszeit von *Fusarium* befreien.

(1) Kirby, A. H., Control of plant pests and diseases. Rept. Dept. Agric. Tanganyika Territory f. 1925, p. 20—22, 1925.

(2) Zaprometoff, N. G., Krankheiten neuer faserliefernder Kulturen im Gebiet von Taschkent (Zur Förderung der Neuen Faser), Moskau, 1931, 8—9 p. 60—65, 1931 (russisch).

(3) Schmidt, V. V., Krankheiten von Kendir-Faser und Ambari-Hanf (Vom Bericht für 1931 der Sanis-Station d. Instit. f. Neue Faser. — Krankh. u. Schädigungen neu angebauter Textilpflanzen) (Inst. Neues Bast-Rohmaterial Vaskhnil), Moskau p. 13—19, 1933 (russisch).

(4) Lissitzyna, M. I., Herbstbeobachtungen über Krankh. neuer faserliefernder Pflanzen unter Daghestan-Bedingungen. Ebenda p. 29—36, 1933.

(5) Dounin, M. S., Nazarow, E. S. u. Feiginson, N. I., Krankheiten von Hibiscus cannabinus L. — Farmers Landw. Laboratorium No. 9: 103—106, 1928, Moskau (russisch mit engl. Referat).

***Hibiscus (Abelmoschus) esculentus*, Eßbarer Eibisch, Okra.**

Welke. Diese gefäßparasitäre Welkekrankheit kommt in Nordamerika (U.S.A.) (1, 2, 4) und in Russisch-Mittelasien (3) vor. Neben der Wirtelpilzwelke (Verticilliose) bewirkt die hier in Betracht kommende fusariöse Welke den Hauptschaden beim Anbau dieser im Gegensatz zu der verwandten Malvazeengattung, der Baumwolle (siehe *Gossypium*), sonst ziemlich widerstandskräftigen Pflanze. Sämlinge leiden weniger als ältere Bestände. Sonst sind die Merkmale ähnlich wie bei der Baumwollwelke. Die Blätter welken und fallen vorzeitig ab. Das Wachstum stockt und die kahlen Stengel verdorren. Die Wurzeln sind oft äußerlich noch scheinbar gesund, wenn sie innerlich schon Gefäßringbräune und Pilzfäden in den Gefäßen des Holzteils als Kennzeichen der Welke erkennen lassen. — Erreger: *Fusarium vasinfectum* (1—3). Der Pilz kann, wie Infektionsversuche (3) bewiesen haben, von Eibisch auf Baumwolle übergehen. Voraufgehende Angriffe durch den Wurzelfäuleerreger *Phymatotrichum (Ozonium) omnivorum* bereiten der Fusariose häufig den Weg. Leichte sandige Böden begünstigen die Welke. — Bekämpfung: Durch Fruchtwechsel mit nichtanfälligen Pflanzengattungen. Bei zukünftigen Versuchen, resistente Sorten durch Züchtung oder Auslese zu gewinnen, muß außer der Fusariose noch die Verticilliose berücksichtigt werden.

(1) Taubenhaus, J. J., Diseases of Truck Crops and their control. E. P. Dutton & Co. New York, p. 296, 1918 (Als Erreger ist hier *F. malvacearum* Taub. angegeben, aber ohne Beschreibung und ohne Vergleich mit *F. vasinfectum*).

(2) Wollenweber, H. W., Tracheomykosen und andere Welkekrankheiten nebst Aussichten ihrer Abwehr. Angew. Botanik **4**: 1—14, 1922.

(3) Zaprometoff, N. G., Beiträge zur Pilzflora Mittelasiens, 2. Teil. Uzbekistan. Pflanzenschutzsta. Taschkent, **11**: 3—70, 1928 (russisch). — Krankheiten der Baumwolle. Wiss. Forschungsanstalt f. Baumwollbau. Studienreihe f. Krankh. u. Schädl. d. Baumwolle. Taschkent, **1**: 34 Seiten, 1929 (russisch, m. engl. Auszug).

(4) Woodroof, J. G., Okra. Georgia Agr. Exp. Sta. Bull. **145**: 164—185, 1927.

Himbeere s. ***Rubus.***

Hollunder s. ***Sambucus.***

Hopfen s. ***Humulus.***

Hordeum, Gerste.

Rotschimmelige Brauereigerste (Malzgerste) (1). Rosige oder lachsfarbige Pilzflecke an keimender Gerste sind mißlich besonders in Mälzereien, da sie das Malz verschlechtern. Die Rötung ist namentlich bei angeschlagenen Körnern auffällig, nämlich karmin- oder weinrot, und hebt sich von dem hellen Speichergewebe, das bei Bruchkörnern sichtbar wird, stark ab. Oberflächlich befallene Körner sind schwächer verfärbt und schimmern rosig. Einige behalten fast ihre normale Farbe, sind aber schrumpfig. Man bezeichnet solche Körner auch wohl als „schorfig" (scabby). In feuchter Luft erscheinen sie erst locker besponnen, dann schleimig, klebrig und schließlich durch winzige Knötchen verunstaltet. Oft sehen sie wie mit Sandkörnern oder Mehl bestreut aus, nehmen aber dabei eine rosige bis orangerote oder goldockrige Färbung an. Diese Oberschicht besteht aus Schleimen oder Pulvern von unzähligen, mehrzelligen Sichelsporen (Konidien), denen sich bei einigen Pilzen noch kleinere ovale einzellige sogenannte Mikrokonidien und im Alter derbwändige Dauersporen (Chlamydosporen) zugesellen können. Die Gegenwart rotschimmeliger Körner in Mälzereigerste deutet an, daß der Feldbestand, von dem sie stammen, von *Fusarium* befallen war. Kranke Körner dieser Art keimen schlecht, wachsen auf der Malztenne ungleich und beeinträchtigen die Güte des Darrerzeugnisses. — Erreger: *Fusarium culmorum* und *F. avenaceum* sind als Ursache von Rotschimmel häufig festgestellt. Sie bilden auch in Reinkultur karminrotes Myzel und ocker- bis lachsorangefarbene Sporenlager. Dieselben Färbungen entwickelt *Gibberella Saubinetii (Fusarium graminearum)*. Mit diesen und anderen Schadpilzen der Gerste auf dem Felde muß in Mälzereien ebenfalls gerechnet werden, z. B. auch mit *Fusarium scirpi*, dem Schneeschimmelpilze *Calonectria graminicola (F. nivale)* und *F. redolens*. Findet sich einmal *Fusarium aquaeductuum* vor, so deutet dieser Befund an, daß das zum Einquellen verwendete Wasser verunreinigt ist. — Verhütung: Durch Sorgfalt

in der Wahl der Bezugsquellen für Malzgerste; bei eigenem Anbau durch Bekämpfung der Fusariosen auf dem Felde.

Unbekömmliche Futtergerste („Giftgerste"). Getreide, besonders Gerste, mit 10 oder gar 20—30% Befall gilt als ungenießbar und auch für Fütterung nur noch eingeschränkt verwendbar. Klagen europäischer (3, 4), einheimischer und anderer Bezieher amerikanischer Futtergerste gewisser Herkünfte über deren Unbekömmlichkeit für Haustiere, namentlich Schweine, lenkten die Aufmerksamkeit erneut auf ein altes, in gewissen Gegenden Rußlands (2, 5) berüchtigtes Übel, das außer Gerste auch Roggen, Weizen und Hafer anhaftet. Im Nordwesten Rußlands (Ladoga-Onega-Seengebiet) wie auch in der russisch-asiatischen Küstenprovinz (Primorska) am Stillen Ozean ist mißfarbiges, krankhaft gerötetes Schrumpfkorn mit seiner Übelkeit, Erbrechen, Kopfweh und Schwindelgefühl erregenden Wirkung beim Genuß von mit kranken Bestandteilen versetztem Brot seit langem bekannt. Auch dem chinesischen Bauern jener Gegenden, der solches Schadkorn „mi-chun" nennt (2), ist seine Wirkung von alters her geläufig. Aber erst 1882, also 20 Jahre nach der russischen Besiedelung des fernen Ostens, brachten russische Untersuchungen (Palzevski's) Kunde davon nach Europa, und 1906 bewies Gabrilovitsch die Giftigkeit des Schrumpfkornpilzes *Gibberella Saubinetii (F. graminearum) (Fusarium roseum)* im Tierversuch (Frösche, denen Auszüge aus Reinkulturen des Pilzes in die Haut eingespritzt wurden, verendeten binnen weniger Stunden). Das Gift hielt man für ein stickstoffhaltiges Glukosid. Der Befall der Gerste ist in manchen Jahren sehr stark und erreichte in Rußland im Jahre 1912 bis 88%. — Ursache: Fusarien sollen das Korn zu Umsetzungen anregen, die es giftig machen, besonders *Gibberella Saubinetii (F. roseum, F. graminearum, F. rostratum)* und *F. avenaceum* (2—5). Die Pilze sind nicht nur an sogenannter „Giftgerste" häufig, sondern allgemein auf Getreide und anderen Gramineen verbreitet. Von Interesse ist das Vorkommen des *F. avenaceum* auf anderen Pflanzen wie z. B. auf Flachs *(Linum)* noch insofern, als der Genuß von Leinöl aus mit dem Pilze infizierten Leinsamen ähnliche Giftwirkung zeitigen soll als der fusariöser Mahlerzeugnisse von Getreide (5). Mit „Giftgerste" gefütterte Schweine nehmen an Gewicht ab statt zu, lassen das Futter im Stich oder erbrechen es wieder; schwache Tiere gehen unter Umständen ein. Auch Menschen, die mit infizierter Gerste gebackenes Brot essen, leiden unter Übelkeit, Schwindelgefühl und Kopfweh. Während für Schweine, aber auch Pferde und Hunde sowie für Menschen selbst geringe Beimengungen fusariösen Getreidemehls unverträglich sind, leiden Kühe, Schafe und Federvieh wenig oder gar nicht (6). Der Giftstoff der Gerste ist bisher nicht chemisch genau erfaßt worden (7, 8). Eine Fütterung von Reinkulturen der *Gibberella* direkt oder in Backprodukten bleibt ohne Schaden für Tiere (doch wird auch das Gegenteil

gemeldet). Das Korn mag aber durch die obengenannten Pilze Umsetzungen erleiden, die es unbekömmlich machen. Jedenfalls rufen wässerige dem Futter beigemischte Auszüge zerkleinerter fusariöser Gerste ein Erbrechen beim Schwein hervor (9), während fusariumfreie Gerste stets günstige Fütterungsergebnisse zeitigt. Vereinzelt ist bei Abwesenheit von Fadenpilzen und Toxinen das Vorhandensein von Bakterien festgestellt, von denen man annimmt, daß sie, mit dem Gerstefutter gefressen, Verdauungsstörungen in den Tieren hervorrufen können. — Verhütung: Durch Vorsicht bei der Fütterung. Befallene Gerste mag in kleinen Mengen mit anderem Futter vermengt Wiederkäuern und Federvieh als weniger empfindlichen Haustieren dargereicht werden. Gerste mit bis zu 58% Befall wurde auf diese Weise erfolgreich als Beifutter verwertet und zwar in Höhe bis zur Hälfte der täglichen Körnerfuttermenge an Kühe und bis zu einem Fünftel der Tages-Körnermenge an Federvieh (6). Um kranke Gerste bekömmlicher zu machen, wird empfohlen es zu schälen, da der Sitz des Giftes hauptsächlich in den Hüllschichten zu suchen ist. Man kann das Gift auch durch Einquellen unter einstündiger Erhitzung und nachfolgendem Waschen ausziehen und beseitigen, oder mit Soda neutralisieren (4). Zweifelhafte Futtergerste sollte nicht sofort verfüttert werden. Bezieher, die solche Vorräte in flacher Schicht lagerten, wochenlang häufig durchschaufelten und gründlich durchlüfteten, hatten um so günstigere Fütterungsergebnisse, je längere Zeit die Aufbesserungsmaßnahme währte. Überseegerste sofort nach dem Drusch zu verschiffen, ist unratsam, wenn der Feuchtigkeitsgehalt im Korn noch zu hoch ist. Sie sollte erst ablagern, bis sie genügend trocken ist. Sonst wird sie während des Versands leicht dumpfig und ist dann schädlichen Umsetzungen ausgesetzt.

Fusariosen der wachsenden Gerste. Vergleiche unter *Triticum* und *Secale*.

(1) Mason, F. A., The red mould of Barley and Malt with some notes on related fungi. Bull. Bureau of Bio-Technology (Murphy & Sons, Sheen Lane, London) 11 and 12 p. 77—86, 1923.

(2) Naumov, N. A., P'iany Khlieb (Giftiges Brot). Trudy Biuro po Mik. i Fitopat. No. 12 p. 1—216, Petrograd, 1916, ic. — Pomasski, A., Ob Izmienen. Khim. Sostava Rzhi pod Vliian. Zhizn. Niekot. (Chem. Veränderungen in Roggen durch die Tätigkeit gewisser Fusarien). Soobshch. Biuro po Chastn. Rasten. No 1 p. 1—32, Petrograd, 1916. Ref. Shapovalov's in Phytopathology **7**: 384, 1917.

(3) Miessner, H. und Schoop, G., Über den Pilzbefall amerikanischer „Giftgerste". D. tierärztl. Wochenschr. **37**: 167—170, 1929.

(4) Beller, K. und Wedemann, W., Untersuch. üb. d. Schadwirkung amerikanischer Futtergerste (sog. Barley Federal Nr. II). Z. f. Infektionskrankh., parasitäre Krankh. u. Hygiene der Haustiere **36**: 103—129, 1929.

(5) Dounin, M., The fusariosis of cereal crops in European Russia in 1923. Phytopathology **16**: 305—308, 1926.

(6) Roche, B. H., Bohstedt, G. and Dickson, J. G., Feeding scab-infected Barley. Abs. in Phytopathology **20**: 132, 1930.

(7) Popp, M., Untersuch. üb. d. amerikanische Giftgerste. Chem. Ztg. **54**: 715, 1930.

(8) Schroeter, G. und Strassberger, L., Cholin als Schadstoff in kranker Gerste. Biochem. Zeitschr. **232**: 452—458, 1931.

(9) Dickson, A. D., Link, K. P., Roche, B. H. and Dickson, J. G., Report on the emetic substances in Gibberella-infected Barley. Abs. in Phytopathology **20**: 132, 1930.

Humulus, Hopfen.

Wurzelstockfäule. Aus Europa (1—6) gemeldet, aber auch in Neu-Seeland (9) vorkommend. Mit Wachstumsstockungen, Welken der jungen Ranken, Braun- oder Schwarzfäule an der Basis und Verdickungen unterhalb der Befallszone einhergehend. Die Faulzone erscheint nachher eingeschnürt und wie abgetrennt. Auch Teile des Wurzelsystems werden zerstört. Befallsflecken an oberirdischen Teilen, etwa einige Zentimeter oberhalb der Bodenfläche sind seltener (2). — Erreger: *Fusarium sambucinum (Gibberella pulicaris)* und *F. sambucium* f. 1 *(G. pulicaris v. minor)* (7), die auch auf Wildhopfen verbreitet sind, kommen als Ursache dieser Fußkrankheit in Betracht. Befriedigende Infektionsergebnisse fehlen noch. Bisweilen wird *F. roseum* beziehungsweise *Gibberella Saubinetii* als Erreger bezeichnet (3). Da *F. roseum* ein Sammelbegriff ist, sind Verwechselungen möglich. Die Fusariose wird oft mit kranken Hopfenreisern verschleppt, tritt aber selten epidemisch auf, meist nur an schwachen Pflanzen, nach feuchten Wintern, an schattigen Stellen in Lehmböden mehr als bei freiem sonnigen Stand auf Sandböden (1). Anfällige Sorten wie „Bates Brewer und Petham Golding" von englischer Herkunft versagten z. B. in Frankreich völlig (3). — Bekämpfung: Durch Anbau resistenter Sorten wie „Fuggles, Cobbs und Old Golding", Dränage, wenn nötig, starken Rückschnitt unter Beseitigung kranker Teile, und sorgfältige Auslese.

Welke. Sie tritt in Böhmen (6) häufiger auf als die Wurzelstockfäule, kommt aber wahrscheinlich auch in anderen Ländern mit Hopfenbau vor und befällt junge Pflanzen. — Erreger: *Fusarium oxysporum* anscheinend nahestehend, vielleicht *F. oxysporum v. aurantiacum,* da aus England *Fusoma parasiticum (= F. oxysporum v. aurantiacum)* bereits 1902 einmal als Hopfenschädiger genannt ist. Weitere Untersuchungen sind nötig, um die Erreger der beiden Fusariosen besser kennenzulernen und eine sicherere Grundlage für die Abwehr zu gewinnen.

(1) Salmon, E. S. and Wormald, H., Hop "canker" or "growing-off". Journ. Min. Agric. **29**: 354—359, 1922. — Min. Agric. Misc. Publ. **42**: 41—58, 1925.

(2) Salmon, E. S. and Ware, W. M., An unusual form of hop canker. Journ. S.-Eastern Agric. Coll., Wye, Kent, **28**: 62—64, 1931.

(3) Millasseau, J., Présence du Gibberella Saubinetti sur des Houblons atteints de "canker". Rev. Path. Vég. et Ent. Agric. **15**: 235—237, 1928.

(4) Marchal, P. et Foëx, E., Rapport phytopathologique pour l'année 1931. Ann. des Epiphyties, **18**: 1—53, 1932.

(5) Hocquette, M., Découverte du 'canker' dans les Houblonnières de Flandre. Comptes rendus Soc. de Biol. **92**: 1025—1026, 1929.

(6) Blattný, C., Česky Chmelař (Saaz) **1**: 189—191, 200—202, 214—215; **2**: 2—3, 45—46, 49—51, 1928.

(7) Curtis, K. M., Chief Mycologist, Cawthron Institute, Nelson, New Zealand, legte bei ihrem Besuch in Dahlem 1930 einen als Ursache von Wurzelfäule (black rot) angesprochenen Hopfenpilz aus Neu-Seeland vor: *Gibberella pulicaris v. minor* (siehe Wollenweber: *Fusarium*-Monographie, Z. f. Parasitkde 3, 3: 356, 1931).

Hyacinthus, Hyazinthe.

Wurzelfäule. Durch Auftreten gelber bis brauner winziger (1—10 × 0,5 mm) Streifen an den Wurzeln gekennzeichnet. Die Wurzeln werden schließlich bis auf Reste der Hülle und benachbarter Zellagen zerstört. Die Blattspitzen stark wurzelfauler Pflanzen vergilben, das Wachstum stockt, und die Blüte bleibt stecken. Vorkommen in Holland (1, 2), Dänemark (3) u. a. — Erreger: *Fusarium culmorum.* Der Pilz bleibt auf das Wurzelsystem beschränkt und zieht im allgemeinen von Feldinfektionen aus keinerlei Zwiebelfäule nach sich. Bei künstlicher Infektion von Wunden aus kann allerdings auch die Zwiebel faulen. Der Pilz geht nicht auf Narzisse über, die aber unter einer durch *Cylindrocarpon radicicola* erzeugten Wurzelfäule leidet. Bei Kap-Hyazinthen, *Galtonia candicans,* kommt eine Zwiebelfäule durch *F. culmorum* vor (4). Sie wird durch hohe Temperaturen (28 ° C) begünstigt. Wurzelfaule Hyazinthen haben bei geringem Befall gesund bleibende, blühwillige und zum Auspflanzen in unverseuchte Erde verwendbare Zwiebeln. Fortdauernder Anbau anfälliger, zartwurzeliger Sorten wie Gertrude, Queen of the Pinks und Yellow Hammer kann infolge zunehmender Bodenverseuchung zu Mißerfolgen führen. — Bekämpfung: Durch Spritzen der vorbereiteten Beete mit einer 100-fach mit Wasser verdünnten Formalinlösung (0,4—0,8 l je qm) und Überschichten der Erde mit Sand, der anschließend an das unmittelbar folgende Auspflanzen der Zwiebeln ebenfalls eine Formalinbehandlung erfahren muß. Die Spritzung wirkt das ganze Jahr nach, ist aber nur anwendbar bei noch völlig ruhenden, keine Wurzelsprosse zeigenden Zwiebeln, da keimende durch Formalin leicht Schaden leiden.

Zwiebelfäule. In Faulstellen von Hyazinthenzwiebeln finden sich bisweilen ganz ähnliche Fusarien wie bei kranken Narzissen. Sie gehören den Formenkreisen der Arten *F. bulbigenum, oxysporum* und *solani* an, haben jedoch bei richtiger Anzucht und Treiberei keine ökonomische Bedeutung für Hyazinthe. Auch *Hypomyces hyacinthi* Sor., zu dem ebenfalls ein *Fusarium* aus dem Formenkreise des *F. solani* gehören mag, tritt wohl nur sekundär auf, z. B. bei der bakteriellen als „Gelber Rotz" bekannten Weichfäule durch *Pseudomonas hyacinthi* Wakk. Gegen letztere gerichtete Verkaufsverbote zusammen mit einer Überwachung der Felder und Prüfung der Handelsware kommen auch der Abwehr dieser und anderer sekundärer Schäden zugute.

(1) Feekes, F. H., Onderzoekingen over schimmelziekten van bolgewassen. Thesis, Univers. Utrecht, 93 Seiten, Baarn, Hollandia-Drukkerij, 1931.

(2) Gerretsen, F. C., Hissink, D. J., Volkersz, K. and Zijlstra, K., Een onderzoek naar de oorzaken en de bestrijding van het z. g. n. „Van den wortel gaan" van Narcissen en Hyacinthen. Versl. Landbouwkundige Onderzoekingen der Rijkslandbouwproefstations **32**, 302—384, 1927.

(3) Weber, Anna, Lögsygdomme. Aarbog for Gartneri, 1931, 19 Seiten, 1932.

(4) Ghamrawy, A. K., Rotting of Galtonia bulbs caused by Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc. and Penicillium corymbiferum Westling. Trans. Brit. Mycol. Soc. **18**, 249—252, 1933.

***Ipomoea batatas*, Batate, Süßkartoffel.**

Welke oder **Stengelfäule.** In Batatenanbaugebieten Nordamerikas (U.S.A.) (1, 2) verbreitet, auch auf Hawaii festgestellt; eine wahrscheinlich damit übereinstimmende Stengelfäule in Japan beobachtet. Die Ernteverluste stiegen in einigen Gebieten (U.S.A.) bis auf 60%. Bei starker Bodenverseuchung kann fast der ganze Feldbestand (bis 95%) infiziert sein (3). Im Jahre 1917 betrug der auf die Gesamternte der Vereinigten Staaten berechnete Verlust an Bataten 1,5%. Danach mögen weite Gebiete von der Welke noch verschont und verheerende Ausfälle auf einzelne Böden beschränkt sein. Die Ursachen dieser bereits seit 1890 bekannten Krankheit sind erst später aufgeklärt worden (2). Es handelt sich um eine typische gefäßparasitäre Welkekrankheit mit den üblichen Merkmalen des Erschlaffens, Vergilbens und Schrumpfens der Blätter, meist von der Spitze der Triebe beginnend, ohne Laubfall, außer in Fällen, wo der Blattstiel schon infiziert ist. Erkranken die ersten Lauftriebe schon früh und stark, entwickelt die Pflanze kurze, gestauchte Ersatztriebe nach allen Richtungen, bringt nur wenige, kleine Bataten hervor und geht frühzeitig ein. Innerlich läßt sich die der Welke eigene Braunfärbung der Gefäßbündel durch die Wurzel und die bisweilen mehrere Meter langen Lauftriebe hindurch verfolgen (Abb. 51). Stark erkrankte Stengel werden brüchig, platzen stellenweise und zeigen Pilzwachstum in den Spalten. Bataten mit Gefäßbräune, die äußerlich gesund aussehen, geraten leicht ins Pflanzgut. Dadurch wird die Krankheit häufig verschleppt und kann bereits im Anzuchtbeet Fuß fassen, so daß schon ganz junge Setzlinge befallen, welken und vergilben, ja so stark gefäßbraun werden, daß die Dunkelfärbung durch die helle Hülle der unterirdischen Achse hindurchschimmert. Bei Lagerbataten ist die Braunfärbung oder Schwärzung im Innern nur dann ein untrügliches Anzeichen von Befall, wenn kleine Sprosse am Nabelende sich zeigen, da im übrigen auch frostbeschädigte Wurzeln Verfärbungen aufweisen. — Erreger: *Fusarium bulbigenum v. batatas* (Abb. 25) und *F. oxysporum* f. 2 (1, 4) (Abb. 26); letzterer Pilz ist der häufigste und stärkste Schädiger. Das Optimum für die Infektion ist 30° (Max. 35°), das Minimum geht so tief, wie der Anbau es zuläßt. Junge Pflanzen sind am anfälligsten. Besonders stark ist der Angriff in leichteren Sandböden und bei einer etwa zwischen 28 und 75% der Wasseraufnahmefähigkeit schwankenden Bodenfeuchtigkeit (5). Die im Boden

heimischen oder mit infizierten Setzlingen eingeschleppten Erreger dringen wohl mittels Wunden, die beim Abtrennen der Setzlinge von der Mutterwurzel entstehen, vielleicht auch durch Wurzelhaare oder Epidermiszellen in die Batate ein. Künstlich ließ sich die Welke auch durch Wundinfektion in den Stengel in etwa Fußhöhe über der Basis herbeiführen. Der Pilz wuchs in diesem Falle abwärts in die Wurzel

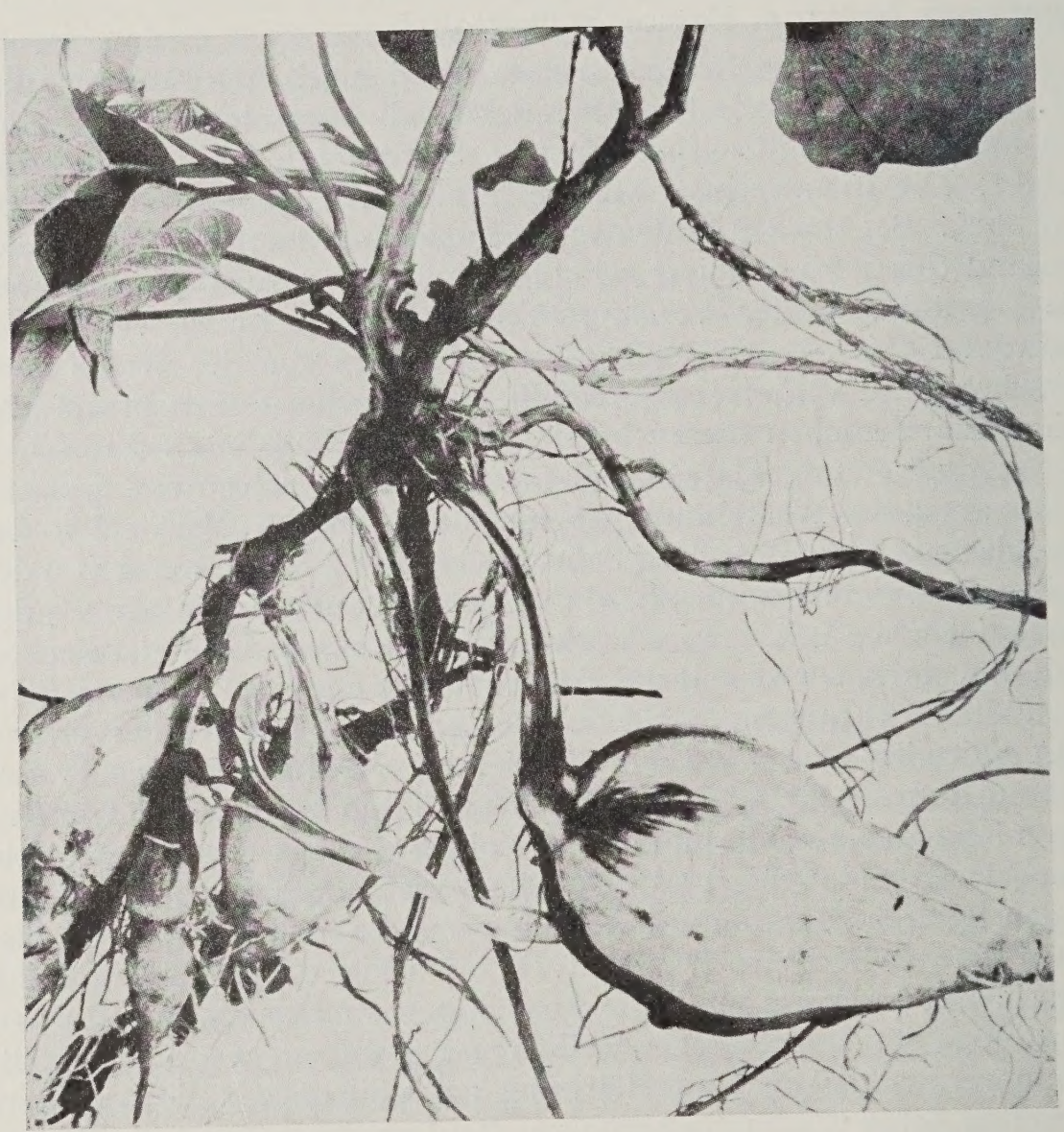

Abb. 51. Stengelfäule oder Welke der Süßkartoffel (Batate) durch *Fusarium oxysporum* f. 2 und *F. bulbigenum* v. *batatas*. Stark befallene Pflanze mit den im präparierten Längsschnitt deutlich wahrnehmbaren, vom Wurzelstock durch den Träger bis in die Batate vordringenden Verfärbungen der infizierten Gefäßgruppen des Holzkörpers. (Nach Harter und Weimer)

und aufwärts durch den Stengel weiter. Anfällig zeigte sich außer *Ipomoea batatas* noch *Ipomoea hederacea*, welches Windengewächs aber unter natürlichen Bedingungen im Freien kaum erkrankt. Andere *Ipomoea*-Arten waren resistent und von anderen geprüften Gattungen noch *Solanum melongena*, *S. tuberosum*, *Lycopersicum esculentum*, *Capsicum annuum* und *Trifolium pratense* (2). — Bekämpfung: Durch weitschichtigen Fruchtwechsel, bei dem Bataten höchstens

alle 3 oder 4 Jahre wiederkehren; durch sorgfältige Auswahl gesunden Pflanzgutes, Sterilisierung des Bodens zur Anzucht der Setzlinge und, wenn nötig, durch Beizen der letzteren vor Auspflanzung 5—10 Minuten in 1‰ Sublimat oder Bordeauxbrühe (1 kg Kupfervitriol, 1 kg Kalk, 24 l Wasser) (3); auch Mercuryhydroxid und Semesan Bel eignen sich zur Behandlung nach der Tauchmethode; Bestäuben mit 25% Kupfersulfat-Kalkstaub hilft ebenfalls. In Ermangelung immuner Sorten ist man auf die Auswahl der widerstandsfähigsten angewiesen (3). Solche sind: Creola, Dahomey, Haiti, Key West, Pierson, Pumpkin, Red Brazil, Southern Queen, Triumph, White Yam und Yellow Strasburg. Zu vermeiden sind anfälligere Sorten wie Red Jersey, Porto Rico, Nancy Hall, Georgia, Yellow Jersey, Big Stem Jersey und Gold Skin. Doch liegen für die drei letzten Sorten, namentlich für gewisse Fox- und Priestly-Linien der „Yellow Jersey" auch günstige Ergebnisse (6, 7) über Ertrag und Resistenz vor. Durch Setzen von 2 bis 3 Bataten statt einer je Pflanzloch soll Einzelbefall begegnet und ein geschlossener Feldbestand erzielt werden (3).

Lagerfäule (2, 8). Auch im Winterlager leiden Bataten unter Fäulnis durch Pilze, darunter Fusarien. Wider Erwarten schädigen weder die eben behandelten Welkeerreger noch die am häufigsten anzutreffenden Arten, sondern es ließen sich nur einige wenige Vertreter im Infektionsversuch als angriffskräftig nachweisen. — Erreger: *Fusarium culmorum, F. scirpi v. acuminatum* und *Gibberella Saubinetii (F. graminearum)*. Von diesen vermochte *F. culmorum*, das bei 10,6° stärker als bei 13,5—16,9° C angriff, Bataten binnen 3—6 Wochen zu zersetzen. Das Faulfleisch wurde schwammig, rötlichbraun, später karminrot bis rotbraun und nach Eintrocknung rosenrot. In ähnlicher Weise, aber auch noch bei niedriger Temperatur griff *F. scirpi v. acuminatum* an. Dieses *Fusarium* vermag Glukose als Kohlenstoffquelle auszunutzen, ziemlich viel Zucker zu reduzieren und Alkohol zu erzeugen, bildet aber selbst nur wenig Trockensubstanz. Durch *Gibberella* angegriffene Bataten wurden bei 2—4,5° C binnen 4—6 Wochen zersetzt unter schokoladebrauner bis rotbrauner Verfärbung des Faulgewebes, das dann eintrocknete und verhärtete. Keine Fäulnis erzeugten folgende Batatenbewohner: *F. bulbigenum v. batatas, F. oxysporum* f. 2, *F. orthoceras, Fusarium solani, F. javanicum v. radicicola* und *Hypomyces ipomoeae (F. javanicum)*. Wegen *F. oxysporum* vergleiche folgende Fäule.

Oberflächenfäule (surface rot) (2, 9—11). Die durch diesen Befall entstehenden Verluste übersteigen bisweilen die Gesamtschäden durch alle anderen Lagerfäulen. In manchen Lagerhäusern werden die Bataten sehr fleckig und schrumpfen so stark ein, daß sie kaum noch Marktwert beanspruchen können. Es handelt sich um rundliche, etwas einsinkende, winzige, selten 2 cm groß werdende, flache Stippflecken, die nicht bis unter den Gefäßring vordringen. Ihre große Zahl

bewirkt, daß die Bataten durch sie Feuchtigkeit verlieren, eintrocknen und schließlich hart werden. — Erreger: *Fusarium oxysporum* ließ sich im Infektionsversuch als Ursache dieser Schädigung nachweisen. Die anscheinend von den Wurzelfasern ausgehende Infektion greift zur Erntezeit Platz und im Lager um sich, so daß binnen 6—8 Wochen erhebliche Teile der Vorräte unansehnlich werden. Begünstigt wird der Befall durch nasses Wetter bei der Ernte und dessen ungünstige Nachwirkungen bei warmer und trockener Lagerung. — Bekämpfung: Durch Bevorzugung lagerfester Sorten wie „Improved Yellow Jersey" (11), welche nur 0,6% Befall gegenüber 38% bei der anfälligen Stammsorte zeigte, und durch Ernten der Bataten bei trockenem Wetter möglichst erst dann, wenn der Boden genügend abgetrocknet ist. Günstig wirken als vorbeugende Maßnahmen (12): Sorgfältige Behandlung der Bataten, Säuberung und Desinfektion der Lagerhäuser sowie vorbereitende Aufbewahrung des Erntegutes bei 27—30 °C in relativ feuchter (90%) Luft mit nachfolgender Anwendung von 13° in Luft von 85—90% relativer Feuchtigkeit für die weitere Dauer der Lagerung.

(1) Harter, L. L. and Field, E. C., The stem-rot of the sweet potato (Ipomoea batatas). Phytopathology **4**: 279—304, 1914.

(2) Harter, L. L. and Weimer, J. L., A monographic study of sweet-potato diseases and their control. U. S. Dept. Agr. Techn. Bull. 99, 117 p. 1929.

(3) Poole, R. F., The stem-rot of sweet potatoes. Losses, sources of infection and control. New Jersey Agr. Exp. Sta. Bull. 401, 32 p. 1924. — Sweet potato varieties that produce well and are resistant to stem rot on sassafras sands. Auszug in Phytopathology **15**: 48, 1925. — Cultural methods for reducing sweet potato losses caused by stem rot. New Jersey Agr. Exp. Sta. Bull. 433, 10 p. 1926. — A control for sweet potato wilt or stem rot. North Carolina Agr. Exp. Sta. Bull. 273, 3 p., 1930.

(4) Wollenweber, H. W., Identification of species of Fusarium occurring on the sweet potato, Ipomoea batatas. Journ. Agr. Research **2**: 251—286, 1914.

(5) Harter, L. L. and Whitney, W. A., Relation of soil temperature and soil moisture to the infection of sweet potatos by the stem-rot organisms. Ebenda **34**: 435—441, 1927.

(6) Martin, W. H., Sweet potato disease control studies. Forty-ninth Ann. Rept. New Jersey Agr. Exp. Sta. f. 1928, p. 257—262, 1929.

(7) Martin, W. H., Studies of sweet potato stem rot control. Forty-eight Ann. Rept. New Jersey Agr. Exp. Sta. f. 1927, p. 225—232, 1928.

(8) Harter, L. L. and Weimer, J. L., Sweet potato storage rots. Journ. Agr. Research **15**: 337—368, 1928.

(9) Dieselben, The surface rot of sweet potatoes. Phytopathology **9**: 465—469, 1919.

(10) Cook, H. T., The disease of sweet potato in Virginia and methods for their control. Virginia Truck Exp. Sta. Bull. 76 p. 975—988, 1931.

(11) Lauritzen, J. D., A strain of Yellow Jersey sweet potato resistant to surface rot (*Fusarium oxysporum* W. and C.). Journ. Agr. Res. **33**: 1091—1094, 1926.

(12) Lauritzen, J. I. and Harter, L. L., Prevent storage rot of sweet potatoes. U. S. Dept. Agr. Leaftet 106, 6 p., 1934.

Iris, Schwertlilie.

Wurzel- und Zwiebelfäule. In den Vereinigten Staaten tritt eine Fußkrankheit an Schwertlilien spanischer und holländischer Herkunft auf (1), bei der Wurzeln, Zwiebelgrund und Zwiebelhüllen faulen. — Erreger: *Fusarium oxysporum* ähnelnd. Der Pilz wird wahrschein-

lich mit befallenen Iris eingeschleppt, breitet sich dann im Boden aus und steckt gesunde Pflanzen an, seltener durch Wunden direkt in die Zwiebel anfälliger Irissorten eindringend, als von den Wurzeln aus in den Zwiebelgrund vorstoßend. Auch die Hüllblätter werden angegriffen. — Bekämpfung: Durch Eintauchen der Zwiebeln in eine der bekannten pilztötenden Beizflüssigkeiten wird die Einschleppung der Krankheit verhütet.

(1) Creager, D. B., Fusarium basal rot of bulbous Iris. Abs. in Phytopathology 23: 7, 1933.

Juglans, Walnuß.

Fruchtfäule bei Walnüssen, *Juglans regia.* Selten vorkommend. Auf der noch grünen Hülle reifender Walnüsse entstehen vom Blütenende ausgehende schwarze Flecken. Wird das Stielende in Mitleidenschaft gezogen, fallen die Früchte zu früh ab und halten sich dann schlecht. — Erreger: *Fusarium lateritium (Gibberella baccata), F. sambucinum (Gibberella pulicaris)* und *F. avenaceum.* Die Pilze finden sich auch in tauben Nüssen, in die sie allein oder zusammen mit anderen Pilzen eindringen. Das verpilzte morsche Nährgewebe sieht braun- oder rotfleckig aus. Die Pilze sind am Geäst von *Juglans* und vielen anderen Bäumen verbreitet, bei Spitzendürre beteiligt und gehören zu den Schwächeparasiten, die verwundete, frostbeschädigte oder sonstwie geschwächte Pflanzen, Stämme oder Zweige befallen. — Bekämpfung: Durch Baumpflege, Ausschneiden spitzendürrer Äste, Behandlung rindenfauler oder krebsiger (*Nectria*-Krebs)-Stellen, Verstreichen offener Stammwunden, um die Niststätten, in denen die Pilze häufig auch mit ihrer Schlauchform *(Gibberella)* überwintern, zu beseitigen.

(1) Wollenweber, H., Fusarium an Walnuß. Mitt. D. Dendrol. Ges. 43 (Jahrbuch), S. 447, 1931.

Kaffee s. ***Coffea.***

Kakao s. ***Theobroma.***

Kartoffel s. ***Solanum tuberosum.***

Katjang s. ***Cajanus.***

Kichererbse s. ***Cicer.***

Kiefer s. ***Coniferen und Pinus.***

Kirsche s. ***Prunus cerasus.***

Klee s. ***Trifolium.***

Kohl s. ***Brassica.***

Korkholz s. ***Ochroma.***

Kürbis s. ***Cucurbita.***

Lärche s. ***Coniferen.***

Lein s. ***Linum.***

Lilium, Lilie.

Wurzel- und **Zwiebelfäule.** Kranke Sorten von *Lilium speciosum* leiden an Wurzeln und Zwiebeln in Holland (1) unter einer Krankheit mit ähnlichen Merkmalen wie beim Wurzelschwund von *Narcissus pseudonarcissus.* Verschiedene *Fusarium*-Arten, von denen *F. solani* bereits geprüft wurde, aber bei den bisherigen Infektionsversuchen versagte, sind im Faulgewebe nachgewiesen. Der Erreger ist noch nicht bestimmt.

(1) Van Hell, W. F., Onderzoekingen over ziekten van Lelies. Thesis, Universit. Utrecht, 116 Seiten, Baarn, Hollandia-Drukkerij, 1931.

Linum, Flachs oder Lein, Faser- und Ölpflanze.

Flachswelke oder **Flachsmüdigkeit.** Die Sämlinge befallen, welken und verdorren von Wurzel und Stengelgrund aus, und der Boden wird bei schnell hintereinander folgendem Flachsbau ungeeignet, verseucht, „müde"; die Pflanze stirbt vor dem Blühen ab, der Faserertrag sinkt und die Faser selbst wird entwertet. Der Schaden ist größer in den auf Öl- und Grobfaser-Gewinnung eingestellten Ländern (z. B. Amerika), als in kühleren Anbaugebieten (z. B. Mittel- und Nordeuropa), wo man die Flachsfaser besonders für feines Linnen verwertet. Welke kommt jedoch überall, wo Flachs gebaut wird, vor, z. B. in Nordamerika (Nordstaaten U. S. A., Kanada), Südamerika (Argentinien), Asien (China, Japan, Indien, Sibirien), Europa (Rußland, Lettland, Litauen, Deutschland, Holland, Irland, Ungarn) und Afrika (Kenya, Süd-Rhodesia). Sie ist 1901 in Dakota und kurz darauf in Schlesien entdeckt (1). — Erreger: *Fusarium lini* (Abb. 24), nur von Flachs bekannt. Der Pilz hat einige mehr physiologisch (3) als morphologisch unterschiedene Pilzrassen. Gelegentlich tritt noch *F. scirpi v. acuminatum (F. russianum* Manns) hinzu, das außer Welke noch ein Schrumpfen der reifen Samen nach sich zieht (2). Im verseuchten Boden, der „flachsmüde" ist, zählt man viele Tausende von Sporenkeimen je Gramm Boden (4). Der Pilz lebt hier an organischen Bestandteilen als Fäulnisbewohner viele Jahre hindurch selbst unter Ausschluß seiner Wirtspflanze, vermehrt sich im Sommer durch Konidien und harrt im Winter als Dauerspore (Chlamydospore) aus, ohne seine Fähigkeit, als Parasit zu leben, aufzugeben. Auf unverseuchte Äcker gelangt er mit Saatverunreinigungen (Staub, Spreu vom Drusch), Sporen, die am Samen haften, oder Hyphen in der Samenhülle. Samen mit dem eingewachsenen Myzel geben schwache, gewöhnlich bald eingehende Pflanzen. Auf solchen kann der Pilz fruchten und mit seinen Sporen gesunde Flachspflanzen in jeder Entwicklungsstufe befallen, auch während der Blüte und vor der Reife.

Die Infektion findet häufig durch die Wurzelhaare statt, aber auch an anderen Stellen, durch Atemöffnungen, Wunden, mit oder ohne Vermittlung anderer Organismen (Kleintiere, Insekten, Pilze), und verläuft vorzugsweise in den der Wasserbewegung dienenden Leitbahnen unter Bräunung der Holzfaser aufwärts bis in den Stengelgrund der lebenden Pflanze, mit deren Absterben auch höher hinauf. An toten Pflänzchen findet sich oft nur ein lockerer, grauweißer Flaum des Pilzes, an älteren auch gelbrötliche, punktförmige Konidienlager mit schwach sichelartig gekrümmten, durch mehr oder minder drei Querwände geteilten Sporen. Im Gewebe sind ferner zahlreiche Chlamydosporen sowie im Myzel massenhaft kleine ovale ein- bis zweizellige Verbreitungssporen vorhanden. Die günstigste Temperatur (5, 6) für das Auftreten der Flachs-Fusariose liegt zwischen 24 und 29° (Maximum 38, Minimum bei 10°)C und deckt sich etwa mit der Wärmekurve für den Pilz, der übrigens erst bei Einwirkung von 50° Hitze in 6 Stunden, bei 60° in 4 Stunden abgetötet wird. Flachs selbst wächst am besten bei 20°, nicht mehr bei 38° und kaum noch bei etwa 12° C. Öl aus fusariösem Leinsamen wirkt ähnlich giftig wie der Genuß von Brot aus fusariösem [*Gibberella Saubinetii (F. graminearum)*] Roggen. — Bekämpfung durch Anbau resistenter Flachssorten (Chippewa, Redwing, Winona werden für Minnesota; Linota, Buda, Bison und Rio für Dakota empfohlen [6, 7, 8]). Rio ist von argentinischem Flachs abgeleitet und ganz immun. In Indien blieb die Sorte Sabour welkefrei. Durch diese Züchtungen ist auch eine Steigerung im Ölgehalt der Samen in manchen Fällen erreicht. In Europa tritt die Welke weniger bedrohlich auf, doch wird auch hier bei der Gewinnung ertragreicherer Sorten mit Feinfaser für Linnen mehr als früher auf Unempfänglichkeit gegen Krankheiten zu achten sein. Man sollte nur gesunde Saat von gesunden Feldern und möglichst auf unverseuchtem Boden verwenden. Geringe Verseuchung läßt sich durch Aussetzen des Flachsbaues für einige Jahre vermindern, worüber ebenso wie über die beste Fruchtfolge und Weitschichtigkeit im Fruchtwechsel örtliche Erfahrungen entscheiden. Man verbrenne gleich nach der Ernte alle Rückstände von befallenen Feldern und pflüge tief, um die verseuchte Oberkrume möglichst weit nach unten zu bringen. Dichte Saat sichert bei geringem Befall ziemlich geschlossenen Bestand. Der Wert von Saatbeizmitteln wird verschieden beurteilt, da der Pilz im Innern des Samens schwer zu erfassen ist. Genannt werden: Konzentrierte Schwefelsäure (3—5 Minuten unter nachfolgendem Wässern), Germisan (1%, 30 Min.), Uspulun (0,25%, 45 Min.), Tillantin, Chinosol, auch Saatbehandlung mit Ceresan und Abavit B, Bestäuben mit Uspulun Bolus plus 1 Teil Lignitasche nach Einquellen (15 Min.) in Wasser (9).

(1) Bolley, H. L., A preliminary note on the cause of flax-sick soil. Fusarium lini sp. nov. Proceed. Twenty-second meeting Soc. f. promotion Agr. Sci. p. 1—4,

1901. — Flax wilt and flax sick soil, North Dakota Agr. Exp. Sta. Bull. **50**, p. 27—57, 1901; ebenda Bull. 55, 1903 (flax and flax seed selection); ferner Bull. 87, 1910 (seed disinfection and crop rotation methods etc.); Bull. 253, 1931 (flax production in Argentina).

(2) Bolley, H. L. and Manns, T. F., Fungi of flax-seed and flax-sick soil, ebenda Bull. 259 (technical), 1932.

(3) Broadfoot, W. C. and Stakman, E. C., Physiol. specialisation of Fusarium lini, Bolley. Abs. in Phytopathology **16**: 84—85, 1926. Broadfoot, W. C., ebenda p. 951—978, 1926.

(4) Kletschetoff, A. N. (Samen u. Boden als Flachsinfektionsquellen), Jour. K. A. Timiriaseff Acad. Socialist. Agr. Moskau, 1930 p. 69—81, 1930. — Derselbe (Methoden d. Bekämpfung d. Flachsmüdigkeit des Bodens), Flachs- u. Hanfbau-Nachrichten, Moskau **7**: 488—500, 1930 (russisch).

(5) Jones, L. R. and Tisdale, W. B., The influence of soil temperature upon the development of flax wilt. Phytopathology **12**, 409—413, 1922.

(6) Tisdale, W. H., Flax wilt: a study of the nature and inheritance of wilt resistance. Jour. Agr. Res. **II**: 573—607, 1917. Relation of temperature to the growth and infection power of Fusarium Lini. Phytopathology **7**: 536—560, 1917.

(7) Dillman, A. C., Flax resistant to wilt developed at Experiment Stations. U. S. Dept. Agr. Yearbook of Agr. 1928, pp. 296—297, 1929.

(8) Flax facts. Minnesota Extens. special Bull. 128, Montana Extens. Bull. 107, North Dakota Extens. Circ. 90, South Dakota Extens. Circ. 293, 32 pp., 1930.

(9) Burnett, L. C. and Reddy, C. S., Seed-treatment and date-of-sowing experiments with six varieties of flax. Phytopathology **21**: 985—989, 1931.

Lupinus, Lupine.

Welkekrankheit. In Mitteleuropa an der gelben Lupine, *L. luteus*, beobachtete, bei starker Bodenverseuchung erhebliche Verminderung im Aufwuchs und Ertrag herbeiführende Krankheit (1). Merkmale: Welken und vorzeitiges Absterben, innerlich Gefäßbräune (Abb. 52).

Abb. 52. Lupinenwelke. Im Infektionsversuch mit einer *Fusarium oxysporum*-Form erzielt. (Nach Richter)

—Erreger: *Fusarium oxysporum*-Form (Wahrscheinlich ging derselbe Pilz im bisherigen Schrifttum unter verschiedenen Namen, *F. oxysporum* und *vasinfectum*-Formen usw.). Künstliche Infektionen vom Boden aus gelangen bei *Lupinus luteus*. Die jungen Pflanzen erkrankten meist schon vor der Blüte, kümmerten, welkten und gingen früher oder später ein. Der Pilz lebt vorwiegend in den Gefäßen des Holzkörpers. Er dringt meist durch die Wurzel ein und stößt dann aufwärts in den Stengel vor. — Bekämpfung: Durch Wechsel der Anbaufläche bei starker Bodenverseuchung, weitschichtige Fruchtfolge und Vermeiden zu häufiger Wiederkehr von Lupine und verwandten Leguminosen auf Befallsflächen.

Fußkrankheit. Vorwiegend bei der blauen Lupine, *L. angustifolius*, sowie bei *L. albus*, *L. perennis* und *L. mutabilis* nachgewiesen(2). Wurzelhals und Stengelgrund faulen, werden braun, und auch über der Erde treten dunkle Streifen am Stengel zutage. Die Pflanzen sterben vor der Blüte oder später unter Welkeerscheinungen und Abwurf der Blätter ab. — Erreger: *Fusarium avenaceum (F. roseum v. lupini albi)* und *F. equiseti (F. falcatum)* (3) kommen als Ursache der Fußkrankheit in Frage, aber es fehlen noch eingehendere Versuche. — Bekämpfung: Durch Verwendung gesunder Saat, im übrigen wie bei Welke.

(1) Richter, H., Eine durch *Fusarium oxysporum* Schl. erzeugte Welke der gelben Lupine, Dahlem 1933 (unveröffentlichte Versuche).

(2) Schikorra, G. Fusarium-Krankheiten der Leguminosen. Arb. K. Biol. Anst. f. Land- u. Forstw. V, 173—178, 180—183, 1907.

(3) Appel, O. u. Wollenweber, H. W., Grundlagen einer Monographie der Gattung *Fusarium*. Ebenda VIII, 123 u. 175—184, 1910.

Luzerne s. ***Medicago.***

Lycopersicum esculentum, Tomate, Liebesapfel.

Welke. Tomatenwelke wird durch hohe Temperatur begünstigt (11). Sie ist verbreitet in den Südstaaten der Union (U.S.A.), dringt nördlich bis Illinois und westlich durch die aride Zone bis an die pazifische Küste Nordamerikas vor. Sie greift südlich über das Festland auf die Antillen über. In Asien (auf den Andamanen), Australien, Südafrika und Südeuropa ist sie vorhanden; nördlicher bisweilen beobachtet (bei Treibtomaten, die unter Glas gehalten werden, kann das nicht überraschen). Ernstliche Verluste werden aus den Hauptanbaugebieten Amerikas gemeldet. Sie sind im Jahre 1918 auf 115 000 Tonnen geschätzt. In Kalifornien stiegen sie von 10% vereinzelt auf 85% der Ernte, in Kansas 1924 bis auf 30%. In New Jersey zeigten 1925 80% der Felder Befall, der Gesamtverlust betrug 3% der Ernte. Die Infektion kann schon sehr früh vom Samen aus oder im Saatbeet erfolgen und, da schleichender Befall unauffällig ist, ins Freiland verschleppt werden. Dort wird die Krankheit um so deutlicher mit zunehmender Wärme und Entwicklung. Die Blätter kranker Stauden

krümmen sich auf- oder abwärts, erschlaffen, schrumpfen mit oder ohne Vergilbung, fallen vorzeitig ab oder bleiben trocken am Stengel hängen. Der Befall kann einseitig beginnen, oft anscheinend an den oberen zarteren Blättern zuerst, wo der Wasserhaushalt am leichtesten gestört wird, während das Vergilben älterer Blätter am Grunde kein untrügliches Anzeichen der Welke ist, sondern andere Mängel einschließlich vorzeitiger Reife andeuten kann. Als sicheres inneres Merkmal ist die Bräune des Holzkörpers anzusehen. Sie ist stets vorhanden und mittels Einkerbens oder Abziehens der Rinde deutlich zu erkennen. Diese Verfärbung ergreift die ganze Pflanze von der Wurzel bis in Blattrippen, Fruchtstiel und Frucht (Abb. 53). Sie spinnt sich sogar bis in die Samenhülle fort. Verschleppungen der Krankheit durch Samen (1, 2) werden dadurch möglich. Die Früchte frühzeitig infizierter Tomaten bleiben klein, reifen unvollkommen und schmecken fade. Später oder schwächer befallene Stauden können normal ausreifende Früchte tragen, von denen einige den Krankheitskeim bergen. Bei starkem, frühem Befall können die Sämlinge schon vor dem Aussetzen welken und Gefäßbräune zeigen. — Erreger: *Fusarium bulbigenum v. lycopersici* (1—3) (Abb. 25). Der Pilz entwickelt Rassen verschiedener Pathogenität, die wohl auch durch die Art des Fruchtwechsels mitbestimmt wird. Er dringt vom Boden, seltener von infizierten Samen aus durch die Wurzel ein, arbeitet sich im Gefäßsystem hoch, durchwächst die ganze Staude und läßt sich sogar im Fruchtstiel sowie in der Frucht bis in die Samenhülle hinein nachweisen. Obwohl die Samenbürtigkeit des Pilzes dadurch gegeben ist, gehören Verschleppungen der Welke durch Saatgut wahrscheinlich zu den Ausnahmen (1, 2). Vielmehr ist das *Fusarium* im verseuchten Boden heimisch und macht ihn bei starker Anreicherung mit Sporenkeimen zunehmend unproduktiv, „tomatenmüde" (1). Durch weitschichtigen Fruchtwechsel mit anderen Feldfrüchten (Nicht-Solanaceen) geht zwar die Keimzahl ziemlich schnell zurück, doch harrt der Pilz an Vegetabilien aller Art als

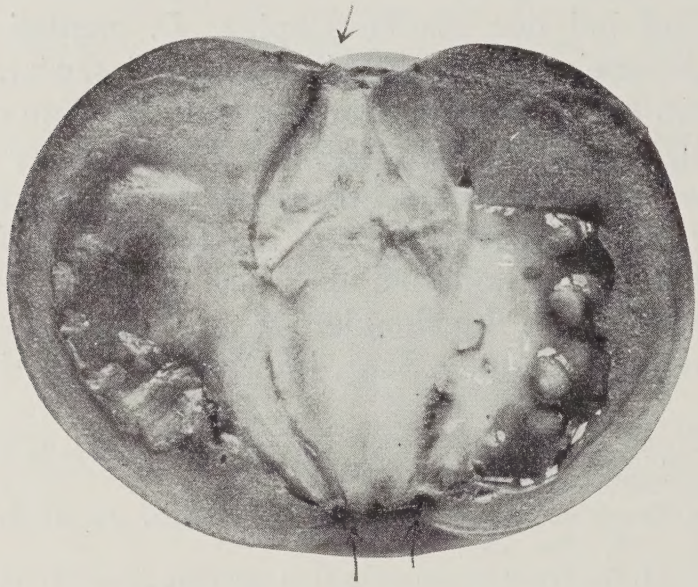

Abb. 53. Tomatenfrucht-Hadromnekrose durch Hineinwachsen des Welkeerregers, *Fusarium bulbigenum* v. *lycopersici*, von den infizierten Gefäßen des Holzteils aus durch den Fruchtstiel in die Frucht. Der Welkeerreger erzeugt keine Fruchtfäule, siedelt sich jedoch an der Samenhülle an und kann daher mit Samen verschleppt werden

Saprophyt aus und vermag ein Wiederaufflackern der Welke zu entfachen, wenn Tomate zu früh wiederkehrt. Der Pilz hat ein höheres Wärmeoptimum, 27—28° C (Min. 9—10°, Max. 37°) als Flachs- und Kopfkohlwelkeerreger (11, 12). Bodentemperaturen von 24—31° C begünstigen die Anfälligkeit bei dieser Wärme gehaltener Tomaten im Infektionsversuch. Sie entsprechen den optimalen Wärmeansprüchen des künstlich gezogenen Pilzes und seiner Anpassung an Tomate, die bis 33° C ansteigende Wärme gut verträgt, erst bei 35° nachläßt und bei bis unter 16° absteigender Wärme immer mehr gehemmt wird. Dementsprechend tritt Welke bei 34° und unter 20° nicht mehr auf. Vom Optimum, bei dem die Pflanze plötzlich erschlafft und ohne Vergilben verfällt, bis zum Minimum gibt es alle Übergänge mit Vergilben des Laubes, an der unteren Grenze auch eine Art von Starre mit gestauchtem Wuchs und Stengelverdickung. Unter günstiger, reichlicher Bodenfeuchtigkeit wachsende Tomaten sind sehr anfällig, während extrem trocken (bei 13—19% der Wasseraufnahmefähigkeit des Bodens) oder in wassergesättigtem Boden gehaltene Pflanzen der Welke widerstehen (12). Die Krankheit wird anscheinend begünstigt durch Kali- und Phosphormangel sowie durch Nitratüberschuß. Eine richtige Abstimmung der Dunggaben, gute Bodenlockerung, Dränage, wenn nötig, und manchmal auch Kalkzufuhr können zur Abwehr wichtig sein (6). Untersuchungen über die vom Pilze bevorzugte Wasserstoff-Ionenkonzentration (3—4) wiesen zwei Wachstumsmaxima nach, eins bei P_h 4,5—5,5 und das andere bei etwa 7. Der Pilz erträgt aber Grenzkonzentrationen von 1,8—10,4. Die geringste Infektion bewirkt er bei P_h 6,4—7. Die isolierten Pilzstämme zeigten verschiedene Virulenz (3). Eintauchen in Filtrate aus Kulturen des Tomatenpilzes erzeugte Welken bei Tomate, Vigna- und Soja-Bohne sowie Kopfkohl. Auch *Fusarium oxysporum* zeigte sich bei solchen Versuchen giftig für Tomate (3). Das Welkemerkmal wird danach mehr auf die Wirkung giftiger Pilzausscheidungen als auf mechanische Verstopfung der Leitbündel zurückgeführt (5). — Bekämpfung: In kleinem Umfange vorgenommene Bodenentseuchungsversuche in Australien mit Essigsäure waren erfolgreich und verdienen Beachtung bei der Verhütung von Befall im Saatbeet und bei Kulturen unter Glas. Auch durch Uspulunpulver wird der Pilz im Saatbeet getötet. Zweifelhafte Saat beize man mit Formaldehyd (2% für 10 Min. mit nachfolgender Trocknung bei 15—18° C), Sublimat (0,05% für 10 Min.), Kupfersulfat (5% für 20 Min., Abavit [3 g je kg Saat]), Germisan (0,125 für 30 Min.) oder durch Heißwasser von 50,5° C für 60 Minuten. Vor allem bevorzuge man resistente Sorten wie: Columbia, Invincible, Globe, Marvel (frühreifend), Marvana (sehr früh), Norton, Norduke, Louisiana Pink und Red (früh); Norduke, Buckeye und Invincible, welche für Konservenzwecke gut geeignet sind, sowie ferner Arlington,

Kanora, Century, Lloyd Forcing und Blair Forcing (beide gut unter Glas), Break O'Day, Marglobe und Marvelosa [die beiden letzteren sowie Marvana auch resistent gegen Macrosporium-Schwarzfäule] (1, 2, 6).

Fruchtfäule. Ein gewisser Prozentsatz reifender Früchte fault beim Versand und Verkauf durch *Phytophthora, Macrosporium, Fusarium* und andere Pilze in Nordamerika (U.S.A.) (7) wie in Europa (8 bis 10) und anderwärts, wo Tomaten gebaut oder gehandelt werden. Die Fusariumfäule ist häufig eine Phytophthora nachfolgende Naßfäule in Mitteleuropa, während sie in wärmeren Ländern mit *Macrosporium* und *Alternaria* soziert auftreten kann. Am Boden hängende Tomaten leiden mitunter zuerst durch *Rhizoctonia*, der Sonne allzusehr ausgesetzte Früchte unter Sonnenbrand. Durch naßkaltes Wetter in der Reife behinderte Tomaten können platzen und Späternten unter Frost leiden. In vielen Fällen, auch infolge Hagelschlag sind Schadstellen oder Wunden die Eingangspforten für den Pilz, ebenso Druckstellen, die bei sorgloser Behandlung in der Ernte- und Versandzeit entstehen. Es handelt sich danach im Gegensatz zur Welke, deren Erreger übrigens keine echte Fruchtfäule der Tomate erzeugt, um eine je nach den Ländern und deren Klima wechselnde Pilzflora, keineswegs um spezifische Tomatenschädiger, sondern um solche Pilze, die von Hack- und Halmfrüchten, Obst, Bäumen und Gesträuch, ja sogar von Milcherzeugnissen bekannt sind. — Erreger: *Fusarium equiseti*, *F. scirpi* und *F. scirpi v. acuminatum (F. erubescens)* (8) sind in Amerika und Europa vertreten; der eine oder andere bewirkt auch Tomatenfäule, wenn er von *Citrullus (scirpi), Buxus (scirpi v. acuminatum), Celosia (equiseti)* usw. stammt. Weitere Fäulniserreger sind *F. oxysporum, F. moniliforme, F. avenaceum, F. semitectum, F. coeruleum, F. lateritium F. sambucinum* und *F. culmorum*, welche letztere vier Arten mehr in Europa, die ersteren mehr in U.S.A. festgestellt sind. *F. oxysporum* und *F. culmorum* bewirken gelegentlich auch geringe Schäden an Wurzelgewebe, Rinde und Mark wie bei einer Fußkrankheit. *F. oxysporum* f. 1 ging von Kartoffel auf Tomate über, ohne jedoch eine gefäßparasitäre Welke hervorzurufen. Endlich gingen *F. lactis (F. apiogenum)* von Kernobst und Milcherzeugnissen sowie *F. reticulatum* von Käse auf Tomate über. *F. coeruleum* griff auch grüne Tomaten an und machte sie braunfaul, während die meisten halbreife und reife Früchte in Naßfäule überführen. In den faulenden Früchten entstehen bisweilen Höhlungen, die mit hellem, gelblichem oder rotem Myzel ausgekleidet sind, während auf der Hülle goldgelbe bis fleischfarbene

Abb. 54. Tomaten-Fruchtfäule durch *Fusarium equiseti*

Sporenschleime abgelagert werden und aus den Spalten Luftmyzel heller oder farbiger Tönung hervorsproßt (Abb. 54). — Bekämpfung: Durch Vorbeugemaßnahmen, sorgfältige Kultur, bei der das Herabhängen der Früchte auf den Boden durch Wahl geeigneter Sorten, in Gärten durch Stützen zu vermeiden ist; Vorsicht beim Pflücken, Verpacken und Versand; peinliche Auslese vor Einlagerung in Kühlräume usw.

(1) Pritchard, F. J., Development of wilt-resistant tomatoes. U. S. Dept. of Agr. Bull. 1015, 18 p. 1922.

(2) Elliot, J. A. and Crawford, R. F., The spread of tomato wilt by infected seed. Phytopathology **12**: 428—434, 1922.

(3) White, R. P., Studies on tomato wilt caused by Fusarium lycopersici Sacc. Journ. Agr. Research **34**: 197—239, 1927.

(4) Scott, I. T., The influence of hydrogen-ion concentration on the growth of Fusarium lycopersici and on tomato wilt. Missouri Agr. Exp. Sta. Research Bull. 64, 32 p. 1924.

(5) Ahmet, H., Untersuchungen über Tracheomykosen. Phytopathol. Z. **6**: 4—10, 1933.

(6) Edgerton, C. W., A study of wilt resistance in theseed-bed. Phytopathology **8**: 5—14, 1918.

(7) Brown, Nellie A., A stem-end and center rot of tomato caused by various unrelated organisms. Journ. Agr. Res. **33**: 1009—1024, 1926.

(8) Oven, E. von, Über eine Fusariumerkrankung der Tomaten. Landw. Jahrbücher **34**: 489—520, 1905.

(9) Jörgensen, C. A., To for Danmark nye Plantesygdomme 1. Fusarium paa Tomater. Saertryk: Gartner Tidende 2 S. 1925.

(10) Marchal, El. et Em., Contribution à l'étude des champignons fructicoles de Belgique. Bull. Soc. Roy. Bot. de Belg. 54 (N. S. IV) 109—139, 1921.

(11) Jones, L. R., Experimental work on the relation of soil temperature to disease in plants. Trans. Wisconsin Acad. Sci. Arts and Letters. **20**: 433—459, 1922.

(12) Clayton, E. E., The relation of temperature to the Fusarium wilt of the tomato. American Jour. Bot. **10**: 71—87, 1923. The relation of soil moisture to the Fusarium wilt of the tomato. American Jour. Bot. **10**: 133—146, 1923.

Mais s. ***Zea.***

Malanga s. ***Xanthosoma und Colocasia.***

Mandarine s. ***Citrus.***

Manilahanf s. ***Musa textilis.***

Maulbeerbaum s. ***Morus.***

Medicago sativa, Luzerne.

Welke. In Nordamerika (U.S.A.) (1—4) stiftet eine echte gefäßparasitäre Welkekrankheit mehr oder minder beträchtlichen, bisweilen bis 15% des Feldbestandes hinwegraffenden Schaden. Erkrankte Pflanzen erschlaffen, lassen die Spitzen hängen, welken und vergilben. Einzelne Stengel sterben ab, nachwachsende bleiben klein und werden dann auch krank. Je nach Befall geht die ganze Pflanze früher oder später, mitunter erst nach Monaten ein. Hauptsitz der Krankheit ist die Wurzel, deren verfärbter Holzteil nach außen braun durchschimmert, lange bevor der Wurzelstock abstirbt und eine durchgehende

Bräune zeigt. Die Gefäße nehmen eine kastanien- bis lederbraune Färbung an, die sich von der Wurzel aufwärts 7—10 cm in die Stengelsprosse erstrecken kann. — Erreger: *Fusarium oxysporum v. medicaginis* (2). Der Pilz dringt wahrscheinlich von Wunden aus oder auch unmittelbar durch die Epidermis in die Wurzelfasern oder Seitenwurzeln, von hier in die Pfahlwurzel und dann in den Stengelgrund vor. Bei der Zersetzung der Wurzeln wird er frei, gelangt wieder in den Boden, überwintert als Dauerspore und hält sich in dem Seucheherd, mit den Jahren an Boden gewinnend (5). Die Tatsache, daß er auf Erbse, Saatwicke *(Vicia sativa)* und Zottelwicke *(Vicia villosa)* übergeht, erleichtert seine Vermehrung auch in Abwesenheit seiner Hauptwirtspflanze und erschwert seine Zurückdrängung so, daß auf verseuchten Flächen nach Jahren ausgesäte Luzerne immer wieder krank wird. Der Pilz greift besonders stark bei Temperaturen von 25 °, aber auch noch bei 17 ° C und darunter an, bei mittlerer Bodenfeuchtigkeit (55 %) mehr als bei geringerer (35 %). Außer diesem Welkeerreger schadet der Luzerne noch *Fusarium solani* (6), und in der Tschechoslowakei kommt, gleichfalls als Wurzelschädiger, *Fusarium merismoides (Pionnotes rhizophila)* (7) in Betracht. Der Vollständigkeit halber wird noch darauf hingewiesen, daß bei Infektionsversuchen an in Glasröhrchen auf Nähragar gezogenen Sämlingen mehrere andere Fusarien, darunter auch solche von Nicht-Leguminosen als Wurzelschädiger von Luzerne und Rotklee (siehe *Trifolium*) aufgetreten sind (6). Auf kranker Luzerne gefunden, aber noch nicht geprüft sind *Fusarium redolens* und *F. javanicum v. radicicola* (8). — Bekämpfung: Durch Bevorzugung von Nicht-Leguminosen im Fruchtwechsel mit Luzerne, wobei örtliche Erfahrungen maßgebend sein müssen, durch Unkrautbekämpfung, besonders der Wicken, auf die der Welkepilz übergehen kann, bei starkem Befall durch Einschaltung von Schwarzbrache in die Fruchtfolge.

(1) Weimer, J. L., A wilt disease of alfalfa caused by Fusarium sp. Phytopathology **17**: 337—338, 1927.

(2) Derselbe, A wilt disease of alfalfa caused by Fusarium oxysporum v. medicaginis n. v. Journ. Agr. Research **37**: 419—433, 1928.

(3) Derselbe, Additional hosts of Fusarium oxysporum v. medicaginis. Ebenda **39**: 351—353, 1929.

(4) Derselbe, Temperature and soil-moisture relations of F. oxysporum v. medicaginis. Ebenda **40**: 97—103, 1930.

(5) Cottam, W. P., A "dry rot" disease of alfalfa roots caused by a Fusarium. Abs. in Phytopathology **11**: 383, 1921.

(6) Fergus, E. N. and Valleau, W. D., A study of clover failure in Kentucky. Kentucky Agr. Exp. Sta. Bull. **269**: 143—210, 1926.

(7) Baudys, E., Bericht üb. d. Schadwirkungen auf Kulturpflanzen in der Tschechoslovakei 1930/31. Ochrana Rostlin **12**: 1—63, 1932 (tschechisch).

(8) Wollenweber, H. W., Sorauer, Handb. b. Pflanzenkrankhten, 5. Aufl. III, 800, 1932.

Melone s. ***Cucumis melo.***

Melonenbaum s. ***Carica.***

Möhre s. ***Daucus.***

Mohn s. ***Papaver.***

Mohrenhirse s. ***Andropogon.***

Morus, Maulbeerbaum.

Zweigsterben. Je kühler das Klima ist, je strenger die Winterkälte, um so mehr leiden *Morus*-Arten an Spitzendürre und Zweigsterben. Man muß daher annehmen, daß beispielsweise in Mittel- und Nordeuropa wachsende Maulbeerbäume häufig durch Frostschäden geschwächt und dadurch anfällig gegen Pilzbefall sind. In wärmeren Ländern mit mildem Winter kommt es jedoch auch zu Schadwirkungen

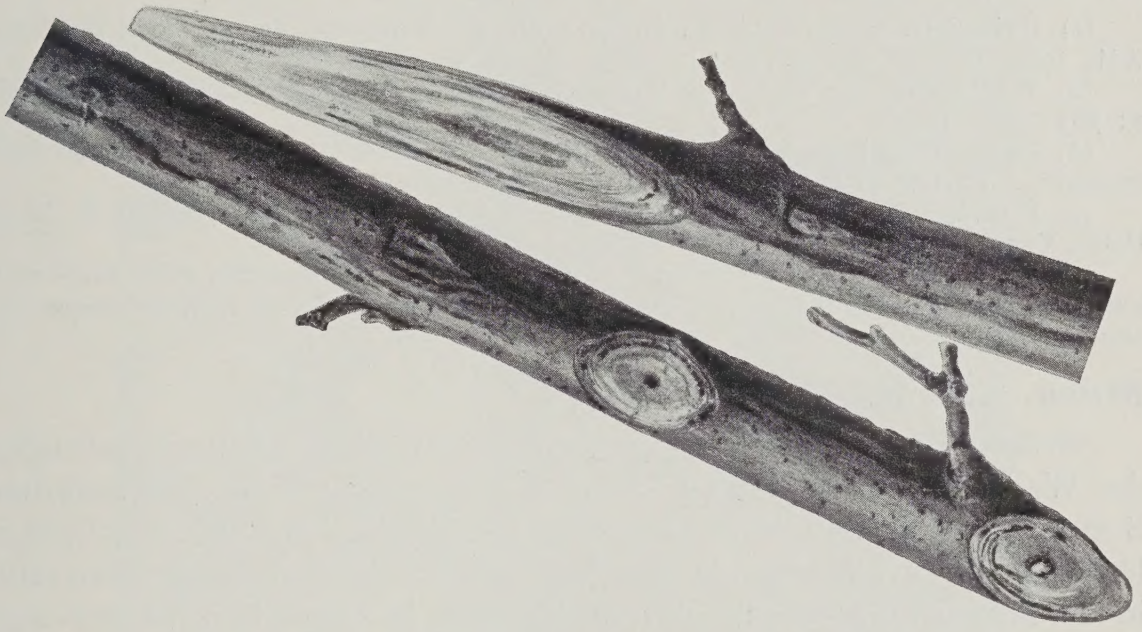

Abb. 55. Spitzendürre und Zweigsterben des Maulbeerbaumes, *Morus nigra*, durch Infektion mit *Gibberella baccata* v. *moricola (Fusarium lateritium* v. *mori)* künstlich erzielt. Das Splintholz zeigt ringartige Verfärbungszonen im Querschnitt, die Rinde eingesunkene, dunkle Streifen

durch Pilze an wüchsigen, unter günstigen Verhältnissen befindlichen Bäumen. Meldungen über das Vorkommen von Rindenfäule und Astdürre liegen aus Italien (1) , Holland (5), Deutschland und England vor. — Erreger: *Fusarium lateritium v. mori (Gibberella baccata v. moricola)* (1, 2) (Abb. 20). Infektionsversuche an ein- bis dreijährigen Ästen gesunder Bäume von *Morus alba* gelingen und führen schon während der Wachstumszeit eines Jahres zum Ziele, mit in Wunden eingeführten Sichelsporen ebenso gut wie mit Schlauchsporen. Eine Schwächung der Bäume durch Frost braucht nicht vorauszugehen. Der Pilz schreitet je nach Klima, in kühleren Ländern langsamer als in wärmeren im Aste fort. Er bräunt das Holz unter der Rinde, die etwas einsinkt und dunkler als gesunde erscheint (Abb. 55). Bei schwerem Befall welken die jungen Triebe des kranken Astes sehr bald, das Laub wird fleckig und verdorrt, die Rinde schrumpft, das Holz bräunt sich, und das typische Bild der Spitzendürre tritt zutage. Auf der Oberfläche

erscheinen die mattlachsfarbenen länglichen Fruchtlager des Pilzes und nach Überwinterung auch sehr häufig die schwärzlichen im durchfallenden Licht des Mikroskops tiefblauen Schlauchfrüchte. Tote Äste liefern auch zahlreichen anderen Pilzen Daseinsbedingungen, darunter noch mehreren Fusarien, wie *F. sambucinum (Gibberella pulicaris)* und *F. avenaceum*, ferner Pustelpilzen wie *Phoma salicina* und dunkelfarbigen Schlauchpilzen wie *Massaria mori* (3). An faulenden Wurzeln wurde in Italien noch *Fusarium echinosporum* (4) festgestellt, doch blieben mit ihm infizierte Pflanzen gesund. Ein Zusammenhang dieser Pilze mit *F. lateritium v. mori* besteht nicht. — Bekämpfung: Durch sorgfältiges Ausschneiden dürrer Äste und Wundbehandlung kranker Stellen am Stamm.

(1) Briosi G. e Farneti R., Intorno all' avvizzimento dei germogli dei Gelsi Atti Istit. bot. Pavia, ser. 2, **7**: 123, 1902; **10**: 65. 1906.

(2) Wollenweber, H. W., in Sorauer, Handb. d. Pflanzenkrankh. 5. Aufl. III, **2**: 761—762, 1932.

(3) Cappelletti, C., Massaria mori J. Miyake, parassita del Gelso ed il suo ciclo evolutivo. Rivista di Patol. veget. **18**: 133—149, 1928.

(4) Petri, L., Rassegna dei casi fitopatologici osservati nel 1927. Boll. R. Staz. Patol. Veg. N. S. **8**: 1—50, 1928.

(5) Van Poeteren, N., Verslag over de werkzaamheden van den Plantenziektenkundigen Dienst in het jaar 1930. Versl. en Meded. Plantenz. Dienst te Wageningen, 64, 189 pp., 1931.

***Musa*, Banane.**

Welke, Panamakrankheit. Vorkommen in Bananepflanzungen der Welt (1—17, 24) überall da, wo der Erreger gedeiht und anfällige Sorten wachsen, insbesondere in mittel- und südamerikanischen Grenzländern des Karaibischen Meeres (außer Santa Marta), Kolumbien (16), in Mexiko, auf Hawaii (2), den Philippinen, in Australien, Vorder- und Hinterindien (6) (14), auf Java, in Afrika, auf Mauritius und den Kanarischen Inseln. Die Entstehungsgeschichte der Welke ist unsicher. Wo Sortengemische wachsen wie in Asien, fiel sie anfangs kaum auf, da die resistenten Vertreter der Gattung *Musa* überwiegen. So ist sie aus dem indomalayischen Gebiet, der Heimat der Bananen, erst 1912 gemeldet, also später als aus Amerika, wo anfällige reine Bestände der Sorte „Gros Michel" *(Musa sapientum)* stark befielen und Verluste von großer ökonomischer Bedeutung nachsichzogen. Von Hawaii, einer Inselgruppe zwischen dem fernen Osten und der neuen Heimat der Bananen, war die Welke schon 1904 bekannt. Da der Erreger nicht eigentlich im Boden heimisch ist, sondern in Abwesenheit seiner Wirtspflanze allmählich wieder verschwindet, ist er wahrscheinlich mit kranken Pflanzen eingeschleppt und zwar aus Asien nach Amerika und anderen Weltteilen. Von starken Bodeninfektionen aus greift der Erreger allerdings auch ziemlich schnell an. Die Welke kann 14 Tage später schon deutlich werden, besonders bei etwa halbjährigen, sowie bei älteren, kurz vor der Blüte stehenden, etwa einjährigen Pflanzen, die in dieser Zeit sehr anfällig sind. Das typische

äußere Merkmal der Krankheit ist ein ziemlich jäh auftretendes Vergilben und Welken der äußeren Blätter. Sie neigen schon nach 1 bis 2 Tagen vornüber, werden dann bald braun und sterben ab. Später erleiden auch die inneren jüngeren Blätter dasselbe Schicksal. Schließlich wird die ganze Pflanze braun und verdorrt (Abb. 56). Der Verfall wird durch Hinzutritt sekundärer Mikroorganismen beschleunigt. Man

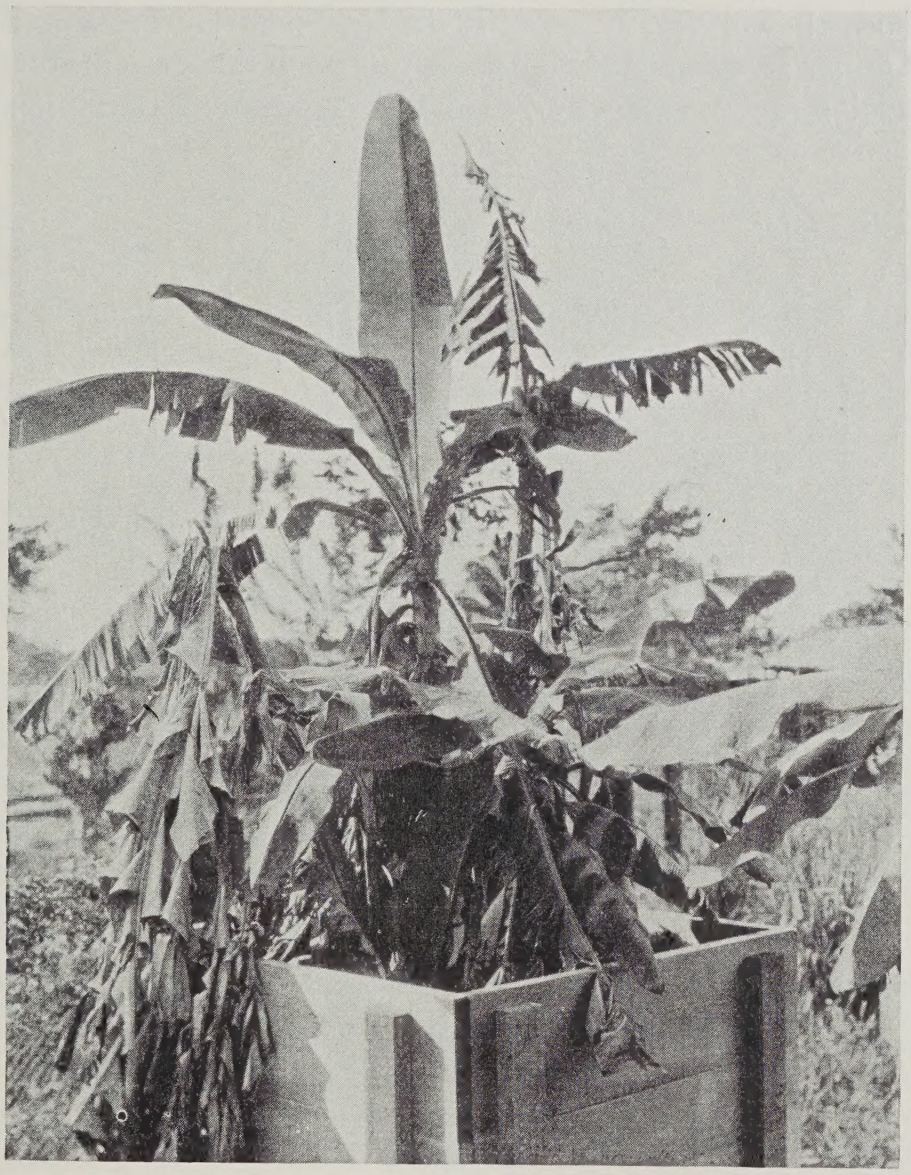

Abb. 56. Bananenwelke mit deutlich erkennbaren äußeren Krankheitsmerkmalen, Welken, Umbrechen und Verdorren befallener Blätter; im Infektionsversuch binnen 4 Monaten nach Besprühen des Oberflächenbodens gesunder 3 Monate alter Pflanzen mit dem Welkeerreger erzielt

findet auch Pflanzen, die umbrechen und am Boden liegen. Welkekranke Bananen blühen und fruchten nicht, oder ihre Früchte bleiben klein, unreif und wertlos. Durchhaltende Pflanzen wachsen gedrungen, gestaucht, und der Schein-Stamm platzt später oft auf. Die mit Braunfärbung der Gefäßgruppen einhergehende Infektion läßt sich vom Wurzelsystem durch das Rhizom, bei schwerem Befall bis in die Blattspreite verfolgen (Abb. 58). Anfangs ist die Verfärbung hellbraun

oder goldgelb, später rotbraun, violett bis schwarz. Auf Querschnitten durch den Schein-Stamm sieht man die verfärbten Gefäße je nach Befall dicht gedrängt oder regellos zerstreut, allseitig oder einseitig angeordnet. Je nach Sorte sind die Merkmale etwas verschieden, aber im ganzen verläuft die Krankheit ziemlich einheitlich. — Erreger: *Fusarium oxysporum v. cubense* (1, 3, 4, 5) ist als Ursache der Welke in allen Ländern, wo sie vorkommt, ermittelt (Abb. 57). Der Pilz ist kein echter Bodenbewohner. Er gedeiht in Gegenwart anfälliger Bananen und lebt außer an seiner Wirtspflanze nur noch in ihrem unmittelbaren Bodenbereich (4—6, 13, 17, 25), niemals in gesunden Pflanzungen, auch

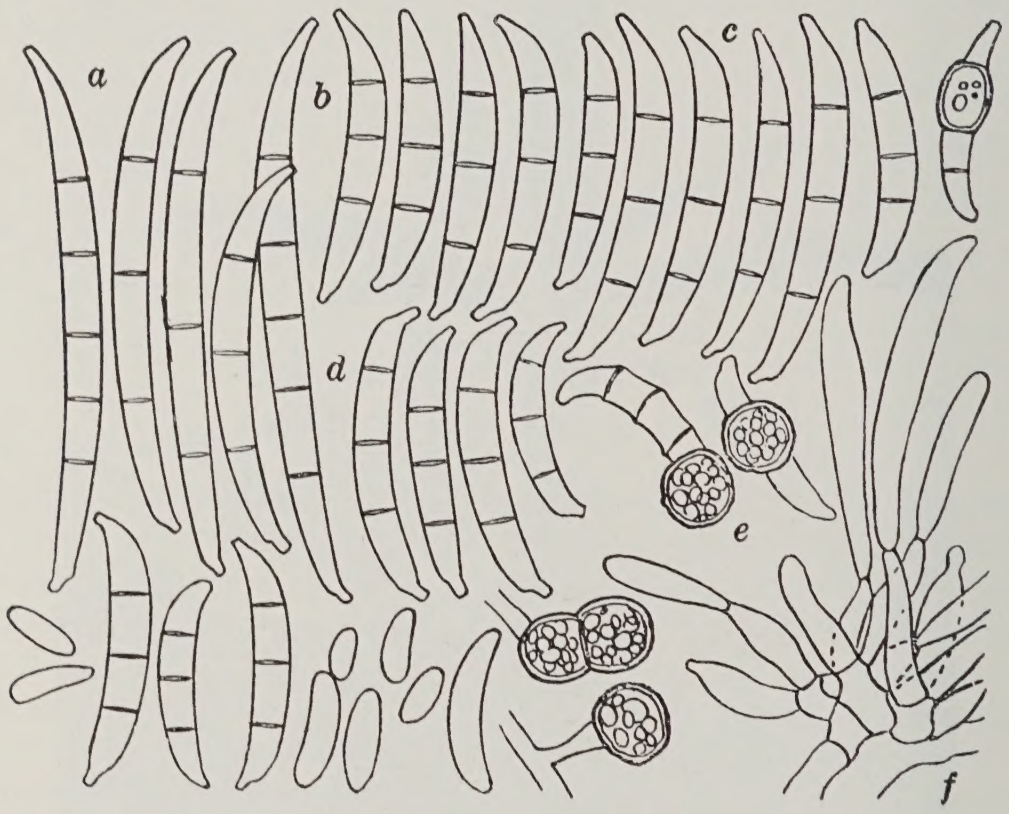

Abb. 57. *Fusarium oxysporum v. cubense*. Vergr. 1000. a. Makrokonidien der längeren pionnotalen Entwicklungsstufe; b, c, d. Makrokonidien der gewöhnlichen sporodochialen Entwicklungsstufe auf verschiedenen Nährböden; e. Chlamydosporen; f. Konidienträger

nicht im Urwaldboden oder auf Bananen-Neuland. Um kranke Bananen herum können, wie Zählungen der lebensfähigen Keime des Welkepilzes ergaben, je nach Befall von 10 bis 1600 Keime je Gramm Erde vorhanden sein. Die je nach Bodenart wechselnde Zahl ist besonders in der Oberflächenkrume von 12,5 cm Dicke am höchsten; auch bis zu 30 cm Tiefe und tiefer in abnehmender Zahl sind Sporenkeime von *F. oxysporum v. cubense* nachzuweisen (17, 25). Die Gegenwart physiologisch verschiedener Rassen des Welkepilzes wird zwar vermutet, dürfte aber ohne pathologische Bedeutung sein (13). Als wichtige Eingangspforten des Pilzes gelten die Wurzel und Schnittflächen der Setzlinge (Rhizome) (7) (Abb. 58). Infektionen unmittelbar in den Schein-Stamm schlagen fehl (1). Ist der Pilz aber erst einmal im Rhi-

zom vorhanden, so kann er von hier auch in junge Wurzelstöcke einwachsen und die Welke von Jahr zu Jahr und von Feld zu Feld verschleppen. Der Banane wohnen gewisse Abwehrkräfte inne. Wurzelinfektionen gegenüber kann sie sich offenbar wehren, so daß es ihr oft gelingt, die Pilzhyphen den Leitbahnen fernzuhalten. Sind aber die Gefäße bereits verpilzt, so hilft sie sich wiederum durch Ausscheidung von Wundgummi, durch Thyllenbildungen und Schrumpfungsvorgänge,

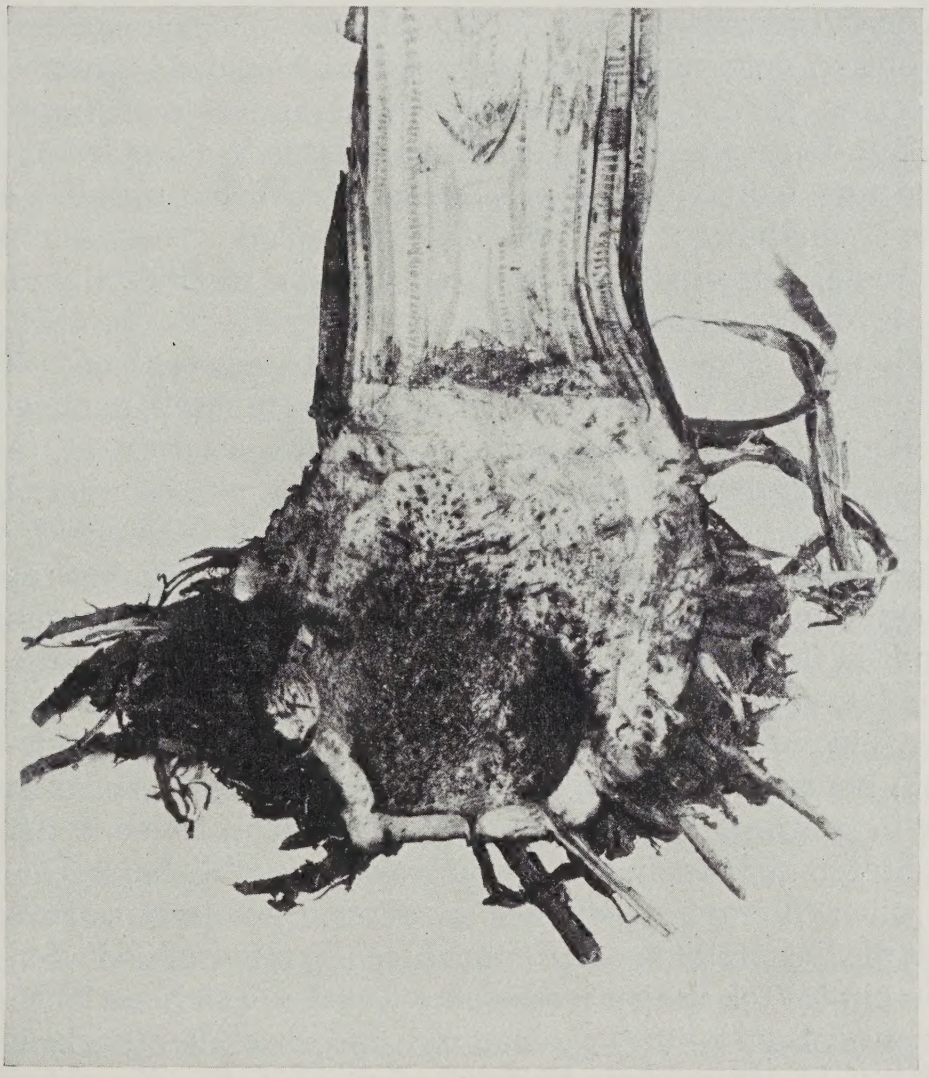

Abb. 58. Bananenwelke durch Bodeninfektion erzielt. Der Längsschnitt durch das Rhizom und Teile des Scheinstammes zeigt Wurzelfäule im Zusammenhang mit befallenen, verfärbten Gefäßgruppen

um dem Pilze den Weg zu verlegen (7). Das gelingt, wenn es sich um Einzelinfektionen handelt, nicht aber, wenn zahlreiche Angriffe erfolgen. Das Unterliegen der Pflanze ist also gewissermaßen durch die Keimzahl des Pilzes im Boden meßbar. Ist sie niedrig, kann die Pflanze Zeit gewinnen Pilzangriffe abzuwehren. Mindestens ist der Fortschritt der Welke gering, die Pflanzung hält lange aus und lohnt noch nach vielen Jahren. Ist sie aber hoch, so wird der Bananenbau auf solchen Böden sehr bald unrentabel (17). Die Tatsache, daß *F. oxysporum v. cubense* an *Musa sapientum* besonders angepaßt ist, wird durch das

Fehlschlagen kreuzweise vorgenommener Infektionsversuche mit zahlreichen Verwandten dieser Banane bestätigt (1). Manilahanf *(Musa textilis)* mag unter dem Angriff des Bananenpilzes bisweilen leiden, aber niemals ernstlich (10, 11). — Bekämpfung: Leider wird der Bananenbau fast völlig beherrscht von der hochwertigen, aber sehr anfälligen „*Musa sapientum*"-Sorte „Gros Michel", die namentlich im amerikanischen Anbaugebiete um das Karaibische Meer herum sowie in dem auf Ausfuhr nach Australien eingestellten östlichen Java ganz in den Vordergrund tritt. Sehr welkefest und schmackhaft, wenn auch nicht so versandfest wie vorige Sorte ist die Chinesische oder Zwergbanane *(Musa Cavendishii)*, die besonders zur Ausfuhr nach Europa auf den Kanarischen Inseln und Fernado Po (Afrika) sowie in Brasilien angebaut wird. Die Abwehr der Welke gründet sich auf folgende Maßnahmen: Gesundheitszeugnisse oder Ausschluß kranker Pflanzenteile, Ausschaltung kranker Pflanzen in Böden bei leichtem Befall, Bevorzugung geeigneter, dem Umsichgreifen des Schadpilzes widerstehender Böden, Fruchtwechsel sowie Auswahl und Züchtung resistenter Sorten. Die Welke ist von verseuchten nach gesunden Gebieten mit kranken Setzlingen verschleppt worden (1, 17) (Abb. 58). Bei einer so anfälligen Sorte wie „Gros Michel" ist besondere Vorsicht am Platze. Nur völlig gesundes Pflanzmaterial darf versandt werden. Gerät und Behälter, Versandwagen usw. sind zu entseuchen; ebenso ist bei Arbeitereinstellungen Vorsicht geboten, um Verschleppungen des Pilzes mit krankem Material oder Boden zu verhüten. Wo die Krankheit nur langsam Boden gewinnt, ist die Vernichtung welkekranker Pflanzen ein wichtiges Verhütungsmittel, wie Erfahrungen aus Jamaica (8) besagen. In sandigen Böden pflegen die Verluste größer zu sein als in schweren Lehmböden. Entsprechend ist auch der Pilz in den leichteren „bananenmüden" Böden stets reichlicher vorhanden als in den schwach empfänglichen schwereren Bodenarten. In Zweifelsfällen ist die Feststellung der Keimzahl je Gramm Boden in den Anbaugebieten ein Mittel, um zu ermessen, wie schnell sich der Schädiger in solchen anreichern kann (17). Dadurch und durch Vergleiche in chemischer Hinsicht lassen sich Anhaltpunkte auch für die Auswahl und Eignung neuer, jungfräulicher Böden für Bananenbau gewinnen. In Abwesenheit der Wirtspflanze scheint der Pilz je nach Bodenart längere oder kürzere, mindestens 10 Jahre in der Erde ausharren zu können. Fruchtwechselversuche sollten auf solche Böden beschränkt bleiben, die an und für sich dem Pilze stärkeren Widerstand entgegensetzen (siehe Boden). Auf verseuchten Böden baue man nur resistente Bananen an wie: *Musa Cavendishii* und die zu *Musa sapientum* gehörigen Sorten „Bungulan" und „Lacatan" (Philippinen) (12), „Congo" usw. Einige mit „Gros Michel" als Elter in Trinidad und Jamaica gezogene Bastarde versprechen Erfolg (9, 15).

Herzfäule. Diese auch als **Spitzendürre** der jungen Herzblätter

bezeichnete Krankheit ist an Sämlingen der Kreuzung von „Gros Michel"-Banane *(Musa sapientum)* und *Musa acuminata* in Trinidad (18, 24) aufgetreten und ebenfalls aus Beirut (Syrien) bekannt. Die Pflanzen erkrankten in der Regenzeit vor dem Blühen. Die jungen, noch unentfalteten Blätter zeigten schwarze Spitzen. Der Befall nahm schnell zu und ergriff die ganze Spreite, die weichfaul und übelriechend wurde. Abwärts durch den Stiel wurden auch der Scheinstamm und die Rhizomsprosse befallen. — Erreger: *Fusarium moniliforme v. subglutinans* gilt hier ebenso wie beim Manilahanf (siehe *Musa textilis*) als Ursache der Herzfäule, die bei beiden *Musaceen* außerdem mit einem nicht näher gekennzeichneten Bakterium vergesellschaftet ist. — Bekämpfung: Durch Abhärtung der Pflanzen, da nur irgendwie verweichlichte und dadurch geschwächte Exemplare heimgesucht wurden.

Fruchtspitzenfäule. Aus Trinidad (19, 24), von *Musa Cavendishii* sowie aus Uganda (Afrika) von anderen Bananen (20) gemeldete Krankheit von geringer ökonomischer Bedeutung wie vorige. Ganz junge Früchte zeigen am Blütenende und dann 2,5 bis 3,5 cm fortschreitend Schwärzungen unter Schrumpfung der Schale. Solche Bananen werden vorzeitig gelb und notreif. Gewöhnlich befallen nur einzelne Teilfrüchte eines Fruchtstandes. Das Innere spitzenfauler Bananen wird schwarz und weich. — Erreger: *F. sambucinum* (24), *F. moniliforme* (20), *F. moniliforme v. subglutinans* (19) und *F. lateritium* wurden zusammen mit anderen Pilzen von kranken Früchten isoliert. Da aber Infektionsversuche an unreifen verwundeten oder unverwundeten Früchten mißlangen, wird angenommen, daß irgendeine äußere oder innere Ursache die Vorbedingung für das Zustandekommen von Befall schaffen muß. — Bekämpfung: Durch Ausschneiden der befallenen Früchte vor dem Versand.

Lagerfäule. Verschiedene Pilze darunter Fusarien schädigen die Früchte, die bekanntlich grün verfrachtet und im Bestimmungslande zur Ausreife unter Dach warm gehalten werden, um dann in reifem Zustande auf den Markt zu gelangen. Obgleich die Fusariosen im allgemeinen von geringerer Bedeutung sind als durch *Gloeosporium* u. a. erzeugte Fäulniserscheinungen, lenken sie doch hier und da die Aufmerksamkeit der Verbraucher auf sich. Der Befall kann von den Früchten oder Fruchtträgern ausgehen (21, 22, 24) und zu einer braunen, später nachdunkelnden Fäule mit oberflächlichem, lockerem Schimmelbesatz rosigweißer oder gelblicher Färbung führen. Bananen aus Brasilien und Fernando Po waren häufig befallen (22). — Erreger: *Fusarium semitectum* ist neben *Gloeosporium* der am meisten verbreitete Fruchtpilz (Abb. 59). Von anderen bezüglich ihrer Schadwirkung noch nicht genügend geklärten Fusarien (5) faulender Bananen sind zu nennen: *F. equiseti v. bullatum (Gibberella intricans), F. graminearum (Gibberella Saubinetii), F. moniliforme, F. orthoceras,*

F. solani v. Martii f. 1, *F. dimerum v. pusillum* und *F. aquaeductuum*. Die Tatsache, daß Fusarien verschiedener Herkunft Bananenfäule erzeugen können, geht aus künstlichen Infektionsversuchen (23) hervor. So bewirkten eine Fäule reifender Bananen: *Fusarium lateritium (Gibberella baccata)* von Zitrone, Apfelsine, Himbeere, Mandarine und Apfelknospenfäule, *F. oxypsorum* von Kartoffel und *F. oxysporum v. aurantiacum* von einem Rübensämling *(Beta vulgaris)*. Die Fäule erreichte binnen einer Woche bei Zimmerwärme schon eine Ausdehnung von 5 bis 16 mm Durchmesser und griff etwa so schnell

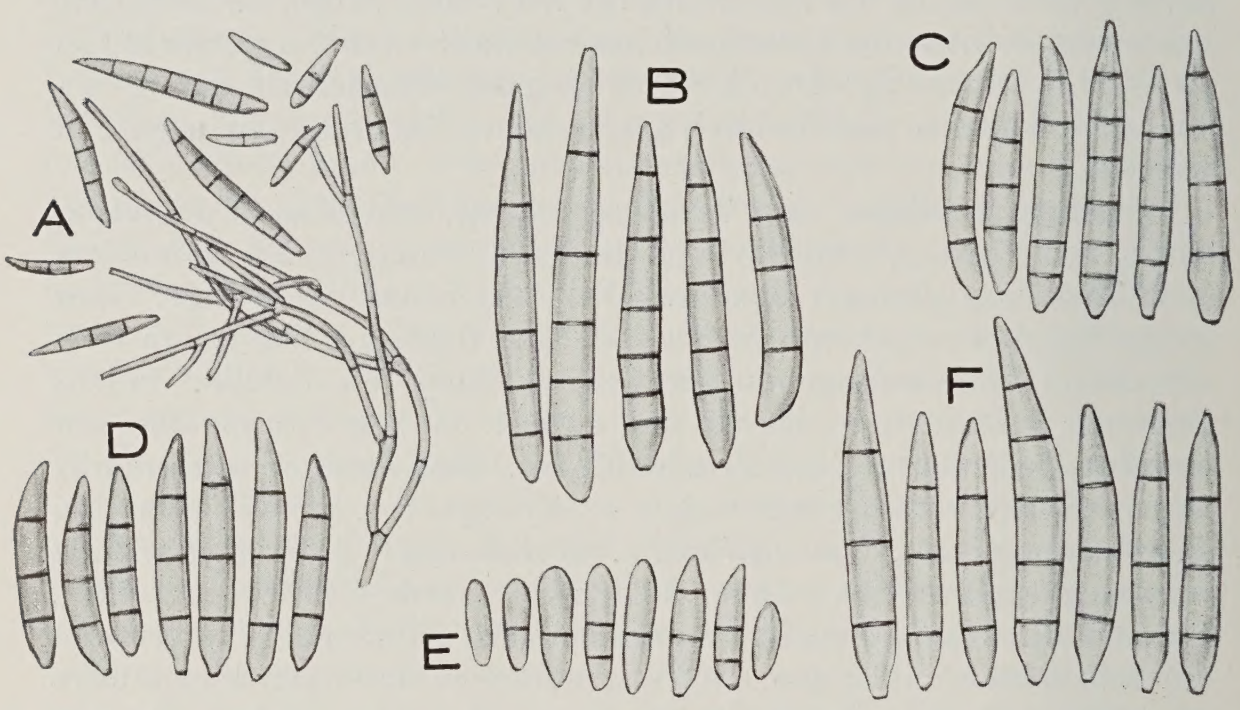

Abb. 59. *Fusarium semitectum* von einer faulenden Banane *(Musa sapientum)*, mit *Gloeosporium* vergesellschaftet. A. Konidienträger fruchtend (Vergr. 450); B—F. Konidien (Vergr. 900); B. ausgesucht große; C. mittelgroße 3—6-septierte; D. und F. mittelgroße, meist 3-septierte; E. kleine 0—2-septierte Konidien

wie bei Äpfeln um sich. — Bekämpfung: Da Bananen sehr empfindlich sind und von Druckstellen und Wunden aus leicht befallen, ist es wichtig, sie in der Zeit zwischen Ernte und Verbrauch besonders sorgfältig zu behandeln. Nach dem Einladen in die Schiffe sollten die Früchte kühl (+ 11 °C) und trocken gehalten werden, also möglichst weit von dem Optimum (20—30 °C) der Fäulniserreger entfernt. Die Früchte und Fruchtträger leiden weniger, wenn der Fruchtträger mit scharfem Messer angeschnitten und an der Schnittfläche mit Vaseline oder einer Zement-Schutzpaste verstrichen wird (22).

(1) Brandes, E. W., Distribution of Fusarium cubense E. F. S., the cause of Banana wilt. Twentieth Michigan Acad. Sci. Rept. 1918 p. 271—275. — Banana wilt. Phytopathology **9**: 339—389, 1919.

(2) Higgins, J. E., The banana in Hawaii. Hawaii Agr. Exp. Sta. Bull. **7**, 53 p., 1904.

(3) Smith, Erw. F., A Cuban banana disease (Abstract) Science N. S. **31**: 754 bis 755, 1910.

(4) Reinking, O. A., Fusaria inoculation experiments. Relationship of various species of Fusaria to wilt and Colorado disease of banana. Phytopathology **16**: 371 bis 392, 1926.

(5) Reinking, O. A. and Wollenweber, H. W., Tropical Fusaria. The Philippine Journ. Sci. **32**: 103—253, 1927.

(6) Reinking, O. A., The distribution of Banana wilt. The Philippine Journ. Sci. **53**: 229—243, 1934. — Parasitic and other fusaria counted in Costa Rica and Panama soils. Zentralbl. f. Bakt. II. Abt. **89**: 502—509, 1934.

(7) Wardlaw, C. W., The biology of Banana wilt (Panana disease) I. Root inoculation experiments. Ann. of Botany **44**: 741—766, 1930. — II. Preliminary observations on sucker infection. Ebenda **44**: 917—956, 1930. — III. An examination on sucker infection through rootbases. Ebenda **45**: 381—399, 1931.

(8) Cousins, H. H. and Sutherland, J. B., Plant diseases and pests. Ann. Rept. of Sci. and Agr. Jamaica f. 1929 p. 15—19, 1930.

(9) Cheesman, E. E., Banana breeding at the Imperial College of Tropical Agriculture. A progress report. Empire Marketing Board. Publ. 47, 35 p., 1931.

(10) Leoncio, J. B., The relation to abaca, or Manila hemp, of the banana-wilt fungus F. cubense. Philippine Agr. **19**: 27—42, 1930.

(11) Lee, H. A. and Serrano, F. B., Banana wilt of the Manila hemp plant. Phytopathology **13**: 253—256, 1923.

(12) Ocfemia, G. O. and Palo, M. A., The relation of certain Philippine varieties of Bananas to the wilt diesase due to F. cubense. Philippine Agr. **15**: 243—244, 1926.

(13) Hansford, C. G., The Fusaria of Jamaica. Kew Bull. Misc. Inform. 1926 p. 288, 1926.

(14) Reinking, O. A., Banana wilt disease on the Island of Singapore. Phytopath. **16**: 369—370, 1926.

(15) Smith, F. E. V., Plant diseases in Jamaica in 1928. Ann. Rept. Dept. Agr. Jamaica f. 1928 p. 17—20, 1929.

(16) Wardlaw, C. W. and Mc Quire, L. P., Panama disease of bananas. Repts. on scientific visits to the Banana growing countries of the West Indies, Central and South America. Empire Marketing Board. Publ. 20, 97 p., 1929.

(17) Reinking, O. A., Soil and Fusarium diseases. Zentralbl. f. Bakt. Abt. II, **91**: 243—255, 1935.

(18) Wardlaw, C. W., Banana diseases. VIII. Notes on various diseases occurring in Trinidad. Trop. Agriculture **11**: 143—149, 1934.

(19) Ders., Banana diseases. V. Fusarium Tip-rot of immature Cavendish fruits. Ebenda **10**: 6. 1933.

(20) Hansford, C. G., Ann. Rept. Dept. Agr. Uganda, Protectorate f. 1930 (Part II), 58—65, 1931.

(21) Wardlaw, C. W., Banana fruit diseases. Trop. Agriculture **7**: 115—119, 1930.

(22) Becze, G. von, Beiträge zu den während des Transportes und während der Reifung auftretenden Fäulniskrankh. d. Bananen. Zentralbl. f. Bakt. Abt. II, **86**: 381—399, 1932. — Über die Haltbarmachung der Bananen während des Transportes und während der Reifung. Tropenpflanzer **35**: 419—424, 1932.

(23) Nisikado, Y., Beiträge zur physiologischen Spezialisierung Obstfäule erregender Fusarien. Z. f. Parasitkde **4**: 301—330, 1932.

(24) Wardlaw, C. W., Diseases of the banana and of the Manila hemp plant. Macmillan and Co. London. 627 pp., 1935.

(25) Reinking, O. A. and Manns, M. M., Parasitic and other fusaria counted in tropical soils. Z. f. Parasitkde **6**: 23—75, 1933. — Parasitic and other fusaria counted in Colombia soils. Zentralbl. f. Bakt. II. Abt. **89**: 502—509, 1934.

Musa textilis, Manilahanf, „Abaca".

Herzfäule. Diese auf den Philippinen beobachtete Krankheit soll sekundärer Natur sein und an Pflanzen auftreten, die durch andere Ursachen geschwächt, von dem Wurzelkäfer *Cosmopolites sordidus* angegriffen sind, unter Aelchen (Nematoden) leiden oder die Büschel-

krankheit („bunchy top") haben. Erkrankte Pflanzen zeigen eine Fäule der jungen, noch nicht entfalteten Herzblätter. Die Fäulnis beginnt an der Spitze und verläuft nach unten zu, bis sie das Herz der Blattanlagen erreicht. Die befallenen Organe faulen unter Vergilbung und Schwärzung. Ein dabei entwickelter leichter Geruch wird dem Hinzutreten von Bakterien zugeschrieben. Häufig wird die mittlere Gruppe der erkrankten Blätter als zusammengefaltete Masse aufwärts dem Scheitel zu gedrückt. Anfangs leiden nur die Herzblätter unter der Fäule. Ältere Blätter werden verschont. In vorgerückten Zuständen der Krankheit wird das ganze Innere ergriffen, und die Pflanze stirbt ab. — Erreger: *Fusarium moniliforme v. subglutinans* ist im Infektionsversuch als Ursache der Herzfäule nachgewiesen (1, 2). Die Fäule trat aber nur an Sämlingen, die unter Luftabschluß feucht gehalten wurden, zutage. Wieder in normale Bedingungen zurückversetzte Pflanzen erholten sich von dem Schwächezustand, bei dem außer der *Fusarium*-Infektion noch eine nachfolgende Zersetzung durch Bakterien eingetreten war. Infektionen des Rhizoms von Schnittflächen aus versagten. — Bekämpfung: Durch besondere Pflege, um Schwächungen der Pflanzen vorzubeugen und Angriffe von Aelchen, Käfern usw. zu verhüten.

(1) Ocfemia, G. O. and Mendiola, V. B., The Fusarium associated with some field cases of heart rot of abaca. The Philippine Agriculturist **21**: 296—308, 1932.
(2) Ramos, M. M., Mechanical injuries to roots and corms of abaca in relation to heart-rot disease. Ebenda **22**: 322—337, 1933.

Narcissus, Narzisse.

Zwiebelfäule. In Ländern mit Blumenzwiebelbau, Europa (1—5) und Nordamerika (U. S. A.) (6—9) Schaden stiftend im Freien wie im Lager und beim Versand. Der Befall geht meist vom Zwiebelgrunde aus, wird gegen Ende der Wachstumszeit sichtbar, greift beim Versand über weite Strecken, bei Luftmangel und Hitze, oder auch im Lager um sich. Ausgepflanzte kranke Narzissen blühen nicht, die Knospen bleiben stecken, die Blätter vergilben, und vorzeitiges Absterben tritt ein. Verluste bis zu 50% kommen vor. — Erreger: Meist *Fusarium bulbigenum* (1—3) (Abb. 25), seltener *F. orthoceras* (4) (Abb. 24); letzteres erzeugt ähnliche Fäulniserscheinungen, jedoch etwas dunklere Verfärbungen der bei starkem Befall mit ergriffenen Gefäßbündelstränge. Von der Zwiebelplatte aus arbeitet sich der eingedrungene Pilz in und zwischen den Schuppen hoch und bringt sie zum Faulen (Abb. 60). Sie lassen sich dann leicht ablösen, und zeigen oft einen weißlichen, bei Austrocknung des braunfaulen Gewebes mit lachsrosigweißem Sporenpulver bestreuten Schimmelbelag. Im Faulgewebe finden sich häufig Aelchen *(Anguillulina = Tylenchus dipsaci)*, die oft als primäre Schädiger gelten und mindestens den Angriff von *Fusarium* erleichtern. Aber auch ohne sie vermag das mittels Wundinfektion in die gesunde Zwiebel eingeführte *F. bulbigenum*

Zwiebelfäule zu erzeugen. Unverwundete Zwiebeln bleiben gesund, auch Wurzelinfektionen versagen. Bodenwärme von 24—27 °C begünstigt *Fusarium*-Angriffe im Freien. Bei warmfeuchter Luft schreitet die Lagerfäule fort. In Amerika (7) leiden Trompeten-Narzissen am meisten, während „Incomparabilis-, Barri- und Leedsii-" Sorten resistent und Narzissen der *Polyanthus*-Gruppe praktisch immun sind. In Holland (4) fault „Madame de Graaf" am meisten, „Golden Spur" am wenigsten, während „Leedsii, Mrs. Lantry und Doppelte van Sion" die Mitte halten. — Bekämpfung: Durch Bevorzugung resistenter Sorten, Wechsel der Anbaufläche, Bodenentseuchung (Heißwasser oder Formalin), Zwiebelbeizung für 2½—3

Abb. 60. Narzissenzwiebelfäule durch *Fusarium bulbigenum*

Stunden in Lösungen von Uspulun oder Germisan (0,5%) Semesan (0,25%) oder Formalin (1%) bei 43,5 ° C zur Erzielung von Mehrerträgen und besseren Zwiebeln; außer den genannten Beizmitteln wirken Sublimat, Ceresan und Semesan der Lagerfäule entgegen, während Heißwasserbehandlung versagt (5, 9). Die Unterschiede in der Wirkung lassen sich vielleicht mit zunehmender Erforschung der Krankheit und beteiligter Schadorganismen besser erklären und die Abwehrmaßnahmen noch wirksamer gestalten.

(1) Cooke and Massee, Grevillea **16**: 49, 1887.
(2) Massee, G., Diseases of Narcissus bulbs. Kew Bull. **8**: 307—309, 1913.
(3) Gregory, P. H., The Fusarium bulb rot of Narcissus. Ann. Appl. Biol. **19**: 475—514, 1932.
(4) Feekes, F. H., Onderzoekingen over schimmelziekten van bolgewassen. Thesis Univ. Utrecht, 93 pp. Baarn, Hollandia Drukkerij, 1931.
(5) Van Slogteren, E., Warm-waterbehandeling van Narcissen en bolrot. Weekblad voor Bloembollenkultuur **42**: 15, 1931.
(6) Weiss, F., The basal rot of Narcissus bulbs caused by Fusarium sp. Abs. in Phytopathology **19**: 99—100, 1929.
(7) McWhorter, F. P. and Weiss, F., Diseases of Narcissus. Oregon Agr. Exp. Sta. Bull. 304, 1932.
(8) McWhorter, F. P., Basal rot of Narcissus. A report on the effect of cold

disinfectant treatments at planting time on basal rot and on yield. — Florists Exchange **72**: 13, 15, 1929.

(9) Newton, G. A., Dept. Plant Pathology. Western Washington Agr. Exp. Sta. Bul. 10 — W, p. 21—23, 1928.

Negerhirse s. ***Pennisetum.***

Nelke s. ***Dianthus.***

Nerium oleander, Oleander.

Blüten- und **Fruchtfäule.** Ein als Myko-Bakteriose (1) angesprochener Befall der Früchte und Infloreszentien dieser Zierpflanze durch *Fusarium solani v. Martii* und zwei einander ähnelnde Bakterien wurde in Italien beobachtet. Die Gegenwart von Spaltpilzen bei Angriffen durch Pilze wird nicht für eine Folgeerscheinung gehalten, sondern als das Ergebnis einer mehr oder minder deutlichen parasitären Symbiose angesehen. Als Stütze dieser Meinung wird die Tatsache angeführt, daß die Spaltpilze auf künstlichen Nährböden eine Ansäuerung herbeiführten und Stoffe ausschieden, die der Fadenpilz sich zunutze mache. Auf ähnliche Vorgänge bei der durch *Fusarium solani* zusammen mit Bakterien verursachten Weichfäule von Kartoffelknollen(2) wird hingewiesen.

(1) Perotti, R., Le mico-batteriosi. Rendic. R. Accad. Lincei **13**: ser. VI, 627 bis 629, 1931.

(2) Sansone, F.: Il Fusarium solani (Mont.) Sacc., in simbiosi mutualistica con batteri nella determinazione di cancrena umida dei tuberi di patata. Boll. R. Staz. Pat. Veg. N. S. **9**: 170—213, 1929.

Nicotiana tabacum, Tabak.

Welke. In Nordamerika [U.S.A. (1,2) und Kanada], Asien (Ceylon, Indo-China, Philippinen), Südafrika (3) und bisweilen in Europa [Rußland (4, 5), Frankreich (6)] vorkommend, besonders in sandigen Böden bei heißem Wetter und hohen Bodentemperaturen (28—31 ° C) umsichgreifend. Mitunter lassen schon junge, eben erst aus dem Anzuchtbeet verpflanzte Setzlinge auf dem Felde Anzeichen von Welke erkennen, noch deutlicher aber ältere Pflänzen. Die Blätter beginnen häufig von einer Seite zu welken, vergilben, schrumpfen und werden beim Absterben braun (Abb. 61). Die ganze Staude bleibt im Wachstum zurück und stirbt bei starkem Befall zu früh ab. Innerlich sind braune bis fast schwarze Verfärbungen der Gefäßbündel in Wurzel, Stengel und Blattrippen nachzuweisen. Beim Druck tritt kein Schleim heraus; im Gegensatz zu der als Schleimkrankheit bekannten bakteriösen Welke verläuft diese Gefäßkrankheit trocken. — Erreger: *Fusarium oxysporum v. nicotianae* (1) (Abb. 26). Der Pilt dringt vom Boden aus in die Wurzel oder auch direkt in den Wurzelhals ein und wächst dann vorwiegend gefäßparasitär nach oben. Die Gefäßverpilzung läßt sich bis in die Blätter hinein nachweisen. Während der durch hohe Bodenwärme begünstigte Erreger auf verseuchten Fel-

dern bis zu 20% Verluste bewirken kann, tritt er in kühleren Gebieten meist zurück, ausgenommen in Fällen, wo er beschädigte und geschwächte Pflanzen vorfindet. Erleichtert wird ihm der Eintritt am Wurzelhalse durch andere Pilze (*Sclerotinia, Pythium, Thielavia* oder *Rhizoctonia)* und Kleintiere. Die Tracheomykose mag dann mit Wurzelhalsfäule vergesellschaftet sein und schneller zum Tode führen. In solchen Fällen wird als Ursache manchmal *F. tabacivorum* (4, 5, 6) genannt, doch mag es sich auch hier nur um einen etwas anders verlaufenden Angriff des *F. oxysporum v. nicotianae* handeln. Außer *Nicotiana tabacum* werden noch *N. glauca* und *N. rustica* befallen. Der Tabakpilz geht nicht auf Kartoffel über, wohl aber vermochten von Kartoffel auf Tabak übertragene Pilzstämme des *Fusarium oxysporum* f. 1 in einigen Infektionsversuchen (1) Tabakwelke zu erzeugen. - Bekämpfung: Immune Sorten gibt es noch nicht. Gelbe Sorten wie White Burley und Sterling sind anfällig, während Pennsylvania Havana 18, Turkish und sogenannte nicotinefreie Havana und Cuba-Sorten zu den resistenteren rechnen (2, 3, 7). Vor einem Fruchtwechsel mit Kartoffel wird gewarnt, ebenso vor Anbau von Tabak auf verseuchten oder durch Rieselwässer solcher gefährdeten Böden. Setzlinge ziehe man in gesunden, wenn nötig durch Heißdampf entseuchten Anzuchtgebieten heran (3).

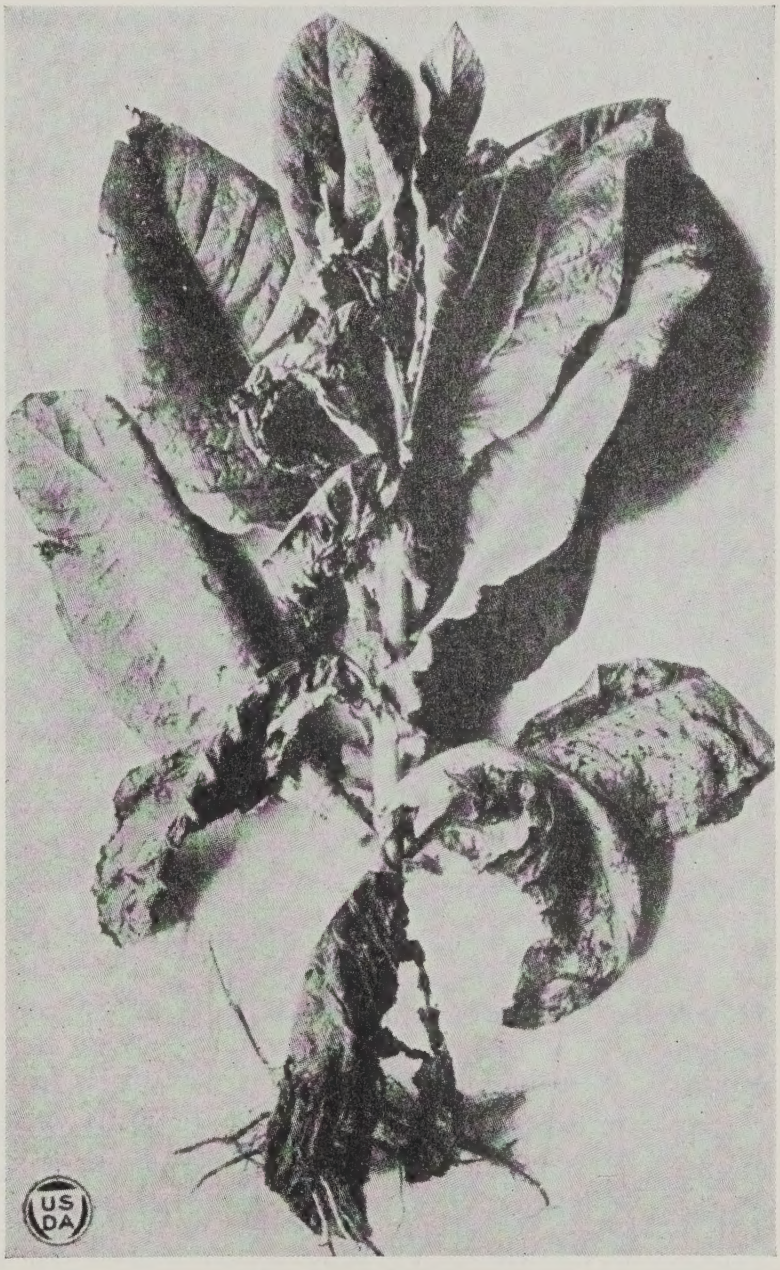

Abb. 61. *Fusarium*-Welkekrankheit des Tabaks *(Nicotiana tabacum)*. Erreger: *Fusarium oxysporum* v. *nicotianae*. Gewöhnlich ist diese Welke örtlich begrenzt und befällt anfangs nur die Blätter an einer Seite der Pflanze (Nach Johnson)

(1) Johnson, J., Fusarium-wilt of tobacco. Journ. Agr. Res. **20**: 515—535, 1921.

(2) Johnson, J., Tobacco diseases and their control. U. S. Dept. Agr. Bull. 1256, 1—56, 1924.

(3) Moore, E. S., Diseases of Virginian Tobacco in South Africa. Journ. Dept. Agr. S. Africa **12**: 428—455, 1926. — Wilt in Turkish Tobacco. Farming in S. Africa **1**: 380, 1927. — Moore, E. S. und Smith, A. J., Control of pests and diseases in Tobacco seedbeds. Ebenda **8**: 305—306, 1933.

(4) Popova, A. A., Krankh. des Tabaks, Nicotiana rustica L. (Vorl. Mitteil.) Morbi Plantarum, Leningrad **18**: 45—53, 1929 (russisch mit engl. Auszug).

(5) Kuprianoff, V. A. und Gorlenko, M. V., Pflanzl. Parasiten des Tabaks im Gebiete der Dryazgin Versuchsstation nach Beobacht. i. Jahre 1929. Ebenda **19**: 182—192, 1930 (russisch).

(6) Delacroix, G., Recherches sur quelques maladies du Tabac en France. Ann. Inst. Nat. Agron., S. 2, t. **5**: 141—232, 1906.

(7) Forty-sixth annual report Kentucky Agr. Exp. Sta. f. 1933, Part. I., 69 p., 1934.

Ochroma lagopus, Balsaholz, Korkholz.

Holzverfärbung. In Costa Rica, wo *Ochroma* wegen der Nutzanwendung seines leichten Holzes für das Rettungswesen (Rettungsringe) und für andere Fabrikate plantagenmäßig angebaut wird, zeigten sich olivbraune Verfärbungen bei dem an feuchten Plätzen dicht übereinandergeschichteten Balsaholz. — Erreger: *Fusarium javanicum,* dessen Sporenschleime unter den feuchten Bedingungen der Lagerung reichlich zur Entwicklung gelangten und bei der Stapelung verschleppt wurden, ließ sich als Ursache der Verfärbung feststellen. Über die Frage, wie stark derartig befallenes Lagerholz etwa infolge der Verringerung der Schwimmfähigkeit entwertet wird, läßt sich noch kein sicheres Urteil abgeben.

Ölpalme s. ***Elaeis.***

Okra s. ***Hibiscus esculentus.***

Oleander s. ***Nerium.***

Oryza sativa, Reis.

Bakanae-Krankheit. Aus Japan und der Mandschurei (Manschukuo) (1—8, 10—14, 17, 20) gemeldet, auch in China, Indien (9, 18, 20), British Guinea und auf den Philippinen sowie auf Madagaskar vertreten. Erntliche Verluste durch Befall, der in Hokkaido (Japan) (7) auf 20% beziffert wird, hauptsächlich im Saatbeet sowie anschließend auf dem Felde. Der befallene Jungreis schießt im Saatbeet oder Anzuchtfelde abnorm lang und dünn auf, wird fahlgrün oder vergilbt und stirbt bisweilen vorzeitig ab (Abb. 62). Durchhaltende Pflanzen schossen nicht oder schlecht, in letzterem Falle kümmern die Rispen und entfalten sich nicht. Das gelegentliche Auftreten gestauchter, zwergiger ebenfalls kranker zwischen den ungewöhnlich verlängerten Pflanzen ist nicht typisch für die Bakanae-Krankheit. Versuche zeigten (7), daß bei gesonderter Auspflanzung typisch erkrankter Sämlinge unge-

fähr 38% der Pflanzen sich erholten, 59% eingingen und 3% unverändert die Bakanae-Merkmale beibehielten. Die Hälfte der Zahl der den Jugendbefall überstehenden Pflanzen starb vor dem Schoßen; die anderen bestockten sich schlecht und ließen auch im Körnerertrag und in der Ausreife zu wünschen übrig. — Erreger: *Gibberella (Lisea) Fujikuroi (Fusarium moniliforme)* (1—5, 11, 12, 20) (Abb. 22). Verpilzungen der Rispe während der Blütezeit und die Feststellung des Pilzes am Reiskorn beweisen, daß die Krankheit samenbürtig ist. Werden kranke Körner ausgesäet, gehen aus ihnen Sämlinge mit den Merkmalen der Bakanae-Krankheit hervor. Der Pilz findet sich aber

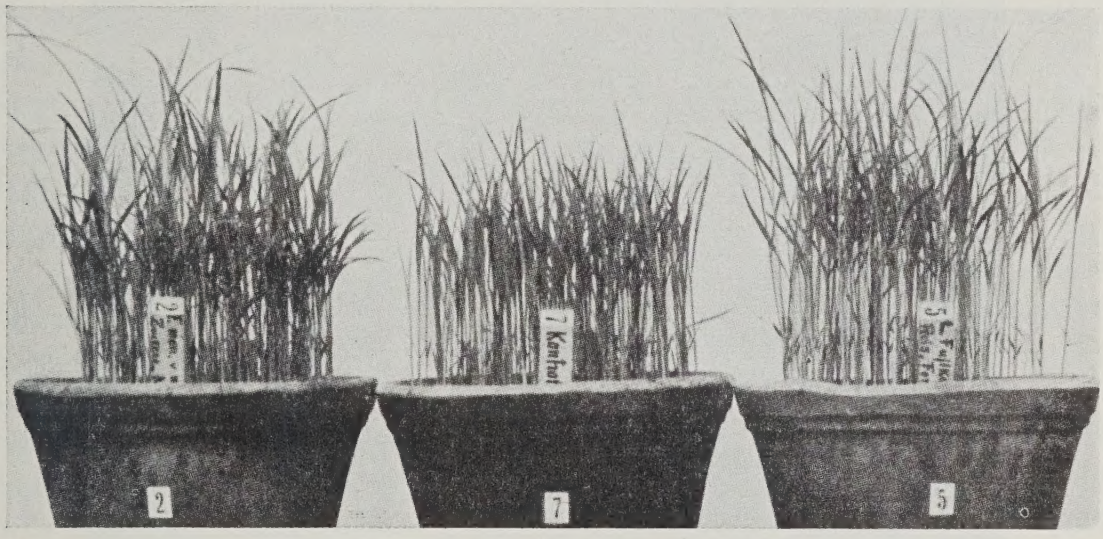

Abb. 62. Infektionsversuch mit *Fusarium moniliforme (F. moniliforme* v. *majus)* und *Gibberella Fujikuroi (Lisea Fujikuroi)* an Reiskörnern *(Oryza sativa)*. Nr. 2 zeigt Sämlinge mit ungewöhnlichem Längenwuchs nach Infektion mit *Fusarium moniliforme (F. moniliforme* v. *majus)*, dem Erreger der „Pokkah boeng"-Krankheit des Zuckerrohrs mexikanischer Herkunft; Nr. 7 die Kontrolle mit nicht geimpftem Reis; Nr. 5 die längsten Sämlinge nach Infektion mit *Gibberella Fujikuroi*, dem Erreger der „Bakanae"-Krankheit der Reispflanze, einer Herkunft von Reis aus Formosa. (Nach Nisikado)

außer an der Basis sichtbar kranker Pflanzen über den ganzen Feldbestand zerstreut im Boden vor. Rassen des Pilzes mit verschiedener Pathogenität sind nachgewiesen (3, 4, 13—14). Der Pilz hält sich bei trockener Aufbewahrung unter Dach mindestens 3 Jahre lebensfähig, im Freien anscheinend nicht so lange und im Stallmist gar nicht. Außer auf Reis erzeugt der Pilz eine Krankheit mit „bakanae" ähnlichen Merkmalen noch auf Sämlingen von Rispenhirse *(Panicum miliaceum)*, Mohrenhirse *(Andropogon sorghum)*, Gerste, Zuckerrohr und Mais (5, 11, 12); er verhindert die Keimung bei *Setaria italica*. Unterschiede scheinen zwischen Isolierungen von *G. Fujikuroi* und solchen von *Fusarium moniliforme* mit Bezug auf die Erzeugung des „bakanae"-Merkmals zu bestehen (14, 20). Die Entwicklung der Krankheit ist von Bodenwärme und Bodenfeuchtigkeit abhängig. Der thermophile Pilz gedeiht bei 26 (25—30 °C) [Min. 2—7—8 °, Max. 35—36—40 ° C] (4, 7, 14). Eine Bodenwärme von 35 ° C ist für die Pilzinfektion wie auch für das Wachstum der Sämlinge sehr günstig.

Bei einer Bodenwärme von 25° tritt Befall noch, bei 20° nicht mehr durchweg zutage. Bei 40° wird das Sämlingswachstum gehemmt und auch die Krankheit unterdrückt. Das Filtrat aus Kulturen des Pilzes ruft ebenso deutliche Hypertrophie hervor wie der Pilz selbst (6, 8, 10) (Abb. 63). Weizen, Gerste, Mais, Soja- und Azukibohnen *(Phaseolus*

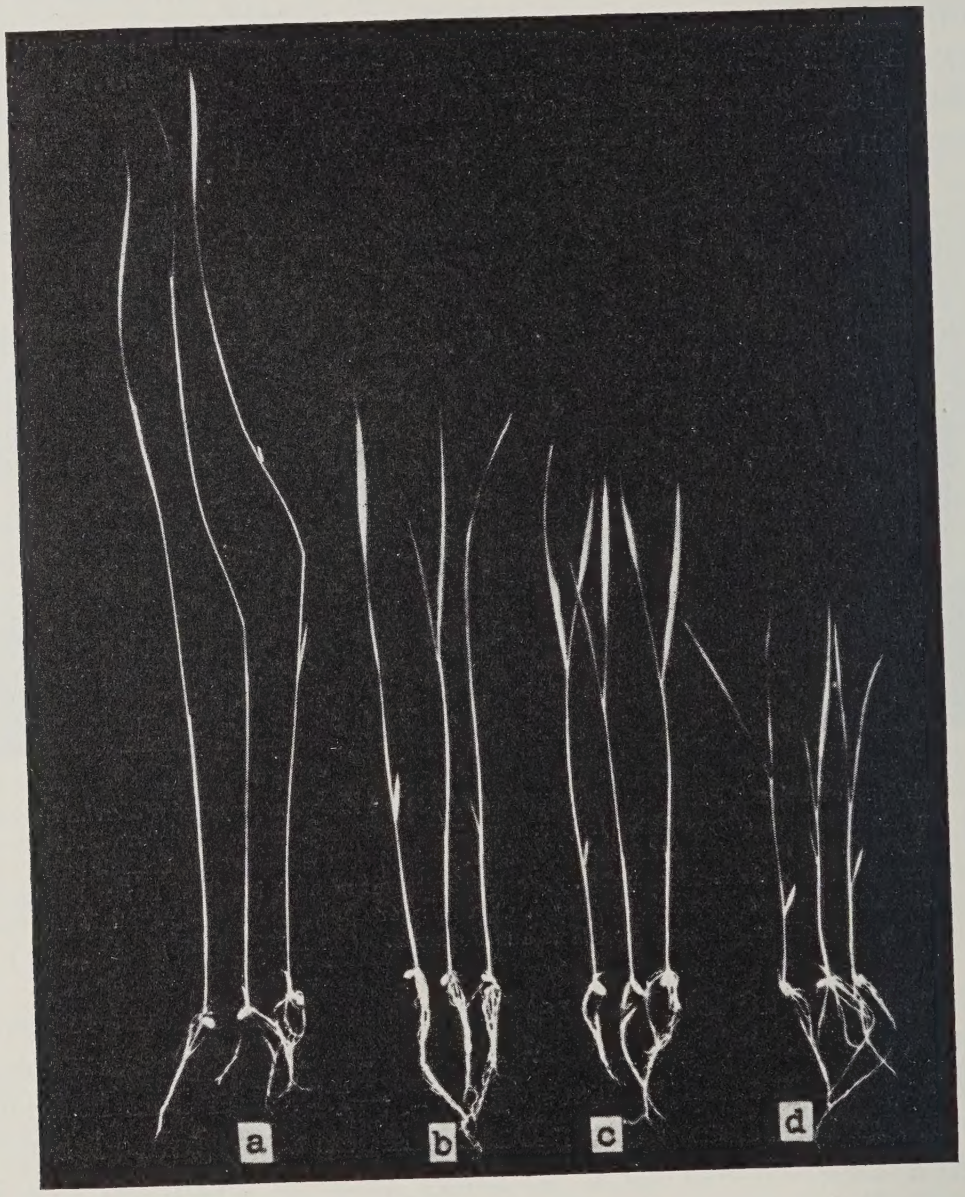

Abb. 63. Die „Bakanae"-Krankheit der Reispflanze *(Oryza sativa)*. Erreger: *Gibberella Fujikuroi*. Infektionsversuch mit Filtraten von Pilzkulturen. (Nach Seto)
a. In Filtraten des Erregers der „Bakanae"-Krankheit gezogene Sämlinge
b. In steriler Nährlösung zum Vergleich gezogene Sämlinge
c. In Filtraten einer *Helminthosporium*-Art gezogene Sämlinge
d. In Filtraten von *Helminthosporium oryzae* gezogene Sämlinge

angularis) erfuhren eine abnorme Längsstreckung in Lösungen, denen mit Alkohol ausgezogene Stoffe aus Reinkulturen des Pilzes zugesetzt wurden (10). Bei Reis beruht die Längsstreckung jedenfalls auf Kontaktwirkung. Sie hielt nur solange an, wie die Pilzauszüge einwirken konnten, während die Pflanzen sich erholten, sobald sie unter natür-

liche Bedingungen zurückversetzt wurden. — Bekämpfung: Da die Krankheit samenbürtig ist, sollte das Reiskorn gebeizt werden. Als Beizmittel wird besonders Formalin (2% für 30 Min. oder 1% für 60 Min.) empfohlen. Sublimat, Kupfervitriol und Heißwasserbehandlung werden in Japan abgelehnt. Jedoch wird eine Behandlung mit Salzwasser von 1,07 spezifische Schwere für Klebreissorten und von 1,08 spezifische Schwere für die übrigen empfohlen. Aus Madras (9) werden als Beizmittel gegen die dort als „foot rot" (Wurzelfäule) bezeichnete Reiskrankheit vorgeschlagen: Formalin (1% für 30 Min.), Heißwasser (55° C für 30 Min.), Kupfersulfat (2% für 30 Min.), Uspulun (0,5% für 30 Min.), Ceresan-Pulver (2 g je kg Saat) und Granosan-Pulver (2 g je kg Saat). Die Klebreissorten scheinen weniger anfällig als die übrigen Sorten zu sein. In Japan gelten als resistent (7) die Sorten Shiroka, Akage No. 3 und Kairyo-mochi No. 1. Als anfällig werden genannt: Bozu, Bozu No. 5, Chinko-Bozu und Ibaciwase. In Indien (9) zeigte keine der 41 geprüften Reissorten Immunität, eine ziemlich hohe Resistenz jedoch Wateribune, Aryan und G. E. B. 24.

Fußkrankheit. Sie entspricht der Weizenfußkrankheit und ist von ökonomischer Bedeutung in Japan (15, 16), wo sie bei verschiedenen Getreidegattungen (Reis, Gerste, Hafer usw.) epidemische Ausbreitung erlangt hat. Ähnliche Schäden sind aus Uganda gemeldet. Drei Stufen von Befall werden unterschieden: Sämlingssterben, Fußkrankheit mit Wurzel- und Halmknotenfäule an älteren Pflanzen, und Körnerbefall infolge Verschimmelung der Rispe. Die Sämlinge erkranken von infizierten Körnern aus, kümmern, werden wurzelfaul und gehen entweder vorzeitig ein oder wachsen weiter, indem sie früher oder später in die anderen Krankheitsstufen übergehen. Der Halmgrund bestockter Pflanzen verfärbt sich und fault. Solche Halme schossen kaum noch oder bringen allenfalls schwache, pilzhaltige Rispen mit kleinen, gelb oder karminrot gefleckten, bisweilen orange betupften, brüchigen Schrumpfkörnern hervor. — Erreger: *Gibberella Saubinetii (Fusarium graminearum)*. Der auch auf Weizen und umgekehrt übergehende Pilz gedeiht bei 28° C. Infektionsversuche mit dem Weizenpilze ergaben ernstlichere Sämlingsschäden bei Reis in Boden bei 20 und 24° als bei 28 und 32° C. Filtrate aus Pilzkulturflüssigkeit wirkten auch giftig gegenüber abgeschnittenen Stengeln von Wassermelone, Gurke und Pferdebohne. Mit Askosporen-Aufschwemmungen des Pilzes infizierte Weizen- und Gersteähren entwickelten typische Merkmale von Ähren-Fusariose (15). Die Ähren-Infektionen gelangen besser in der Blütezeit als im Stadium der Milchreife. Säet man infizierte Reiskörner aus, so entwickeln sich aus ihnen meist schwächliche, gewöhnlich auch stark wurzelkranke Sämlinge. In Bulgarien (19) fanden sich noch *Fusarium culmorum* und *F. arthrosporioides* an krankem Reis vor. Es ist also möglich, daß mehrere Fusarien als Reisschädiger mitwirken. — Bekämpfung: Durch Saatbeizung und

Bevorzugung resistenter Sorten (siehe unter Bakanae-Krankheit) sowie durch möglichst weitschichtigen Fruchtwechsel mit unanfälligen Pflanzengattungen.

(1) Sawada, K., Beiträge über Formosas-Pilze Nr. 14, Ber. Naturh. Ges. Formosa **31**: 131—133, 1917 (japanisch).

(2) Wollenweber, H. W., Fusarium-Monographie, Z. f. Parasitkde **3**: 513—514, 394, 1931.

(3) Kurosawa, E., Über den Erreger der „bakanae" Krankheit von Reispflanzen mit Isolierungs- und Infektionsversuchen. Ber. d. naturhist. Ges. Formosa **18**: 380—401, 1928 (japanisch); Auszug im Japan. Journ. of Botany **4**: 90, 1929.

(4) Kurosawa, E., Über die züchterischen Merkmale des „bakanae"-Krankheitserregers auf verschiedenen Nährböden und die Temperatur für ihre Entwicklung. Ebenda **19**: 150—179, 1929 (japanisch).

(5) Nisikado, Y., Vergleichende Untersuchungen über die durch Lisea Fujikuroi Saw. und Gibberella moniliformis (Sh.) Winel. verursachten Gramineenkrankheiten. Ber. d. Ohara Inst. f. landw. Forsch. in Kurashiki **5**: 87—106, 1931. — Über zwei wirtschaftlich wichtige parasitäre Gramineenpilze, Lisea Fujikuroi Saw. und Gibberella moniliformis Winel. Z. f. Parasitkde **4**: 285—300, 1932.

(6) Ito, S. and Shimada, S., On the nature of the growth promoting substance excreted by the „bakanae" fungus. Ann. Phytopath. Soc. Japan **2**: 322—338, 1931.

(7) Ito, S. and Kimura, J., Studies on the „bakanae" disease of the rice-plant. Hokkaido Agr. Exp. Sta. Rept. **27**: 99 p., 1931.

(8) Seto, F., Experimentelle Untersuch. üb. d. hemmende und die beschleunigende Wirkung des Erregers der sog. „bakanae"-Krankheit, Lisea Fujikuroi Saw. auf das Wachstum der Reiskeimlinge. Mem. Coll. of Agr. Kyoto Imper. Univ. 18 (Phytopath. Ser. 4) 23 S., 1932.

(9) Thomas, K. M., The "foot-rot" of paddy and its control. Madras Agr. Journ. **21**: 263—272, 1933.

(10) Shimada, S., Further sudies on the nature of the growth promoting substance excreted by the „bakanae" fungus. Ann. Phytopath. Soc. Japan **2**: 442—451, 1932.

(11) Nisikado, Y. und Matsumoto, H., Weitere, vergleichende Untersuch. üb. d. durch Lisea Fujikuroi Saw. und Gibberella moniliformis (Sh.) Winel. verursachten Gramineenkrankheiten. Ber. Ohara Inst. f. Landw. Forsch. **5**: 481—500, 1933.

(12) Dieselben, Untersuchungen über die physiol. Spezialisierung von Gibberella Fujikuroi, der Erregerin der „bakanae"-Krankheit. Trans. Tottori Soc. Agr. Sci. **4**: 200—211, 1933 (japan. mit engl. Auszug).

(13) Nisikado, Y., Matsumoto, H. and Yamauti, K., Reports on the physiological specialization of Fusarium. I. On the differentiation of the pathogenicity among the strains of rice-„bakanae"-fungus. Ber. Ohara Inst. f. Landw. Forsch. in Kurashiki **6**: 113—130, 1933.

(14) Nisikado, Y., Matsumoto, H. und Yamauti, K., Zur Kenntnis der physiologischen Differenzierung der Fusariumarten. II. Entwicklung verschiedener Stämme des „bakanae"-Pilzes und Temperatur. Landw. Studien **20**: 346—375, 1933 (japanisch).

(15) Kasai, M., Cultural studies with Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc. which is parasitic on rice-plant. Ber. Ohara Inst. f. Landw. Forsch. S. 259—272, 1923.

(16) Ikeya, J., Über eine Krankheit der Reispflanze durch G. Saubinetii. Forsch. auf d. Geb. d. Pflanzenkrankh. Kyoto **2**: 292—313, 1933 (japan. mit engl. Auszug).

(17) Hemmi, T., Seto, F. and Ikeya, J., Studies on the „bakanae" disease of the rice plant. II. On the infection of rice by Lisea Fujikuroi Saw. and Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc. in the flowering period. Forsch. auf d. Geb. d. Pflanzenkrankh. Kyoto **1**: 99—110, 1931.

(18) Mc Rae, W., Rept. of the Imperial Mycologist. Sci. Repts. Agr. Res Inst. Pusa 1926—27 p. 45—55, 1928.

(19) Atanasoff, D., Dodoff, D. N., Kovacevski, I. C., Martinoff, S. I., Trifonova, V. und Christoff, A., Für Bulgarien neue parasitäre Pilze. 3. Beitrag. Jahrbuch d. Universität Sofia, Landw. Teil, Sofia **10**: 341—366, 1932 (bulgar., engl. Auszug).

(20) Nisikado, Y., Matsumoto, H., and Yamauti, K., Comparative studies on two rice fungi: the foot-rot-fungus in India and the 'bakanae'-fungus in Japan. Ber. Ohara Inst. Landw. Forsch. 6: 449—466, 1934.

Palmen*, s. *Cocos, Elaeis und Phoenix

***Papaver*, Mohn.**

Sämlingssterben. In Bulgarien leidet der Opium-Mohn *(Papaver somniferum)* unter einer ernstlichen Krankheit der Sämlinge, die jäh oder schleichend verläuft und in letzterem Falle alle oberirdischen Organe einschließlich Samenkapseln und Samen ergreift. — Erreger: *Fusarium scirpi v. caudatum* (1). Beobachtungen und Infektionsversuche deuten an, daß der Pilz ein Halbschmarotzer ist, der die genannten Krankheitserscheinungen hervorzurufen vermag und auch samenbürtig ist. Die aus infiziertem Saatgut gezogenen Sämlinge wurden krank und gingen zugrunde. Der Pilz wurde reisoliert. — Bekämpfung: Durch Verwendung einwandsfreier Saat auf krankheitsfreien Böden.

(1) Christoff, A., Einige für Bulgarien neue Pflanzenkrankheiten (2. Beitrag). Bull. Soc. Bot. de Bulgarie 6: 37—48, 1934 (bulgarisch).

***Pappel* s. *Populus*.**

***Paprika* s. *Capsicum*.**

***Para-Kautschukbaum* s. *Hevea*.**

Pennisetum spicatum *(P. typhoideum, Panicum spicatum)*, Negerhirse.

Fusarium-Befall der Rispen, anscheinend durch *F. graminearum (F. roseum) (Gibberella Saubinetii)* verursacht, wird aus Senegal gemeldet (1). Die Rispen werden verunstaltet oder stark verändert und zeigen rosige Pilzflecken. Für Nachuntersuchungen mag auch darauf hingewiesen sein, daß in Verbindung mit der Rispenfusariose von einem Befall der Sämlinge die Rede ist, der unter Chlorose und gestauchtem Wachstum verläuft, also Merkmalen, wie sie durch *Sclerospora graminicola* in Westafrika gewöhnlich erzeugt werden. Der Pilz greift *Eleusine coracana* an (2).

(1) Fourneau, L., Note sur une affection cryptogamique du Petit Mil (Panicum spicatum Roxb.) causée par un hyphomycète. Rev. de Bot. appliquée 8: 681—683, 1928.

(2) Hansford, C. G., Ann. Rept. Dept. Agr. Uganda f, 1933 (Part II), p. 48—51, 1934.

***Persea gratissima*, Avocado, Alligatorbirne.**

Fusarium-Befall. In Kalifornien (1) wurde beständig eine Fusariumart von Pilzflecken oder Schadstellen am Stamm sowie von der Wurzel isoliert. In Trinidad (2) wurde bei Kühllagerungsversuchen der Früchte ein *Fusarium* in Gesellschaft von *Phomopsis* sowie *Botryodi-*

plodia als Erreger erheblicher Verluste bei diesem Obst durch Weichfäule, Stielendfäule und Flecken festgestellt.

(1) Report of the California Agr. Exp. Sta. f. 1926/27, 110 pp. 1927.
(2) Wardlaw, C. W., Preliminary observations on the storage of avocado pears. Trop. Agriculture 11: 27—35, 1934.

Pferdebohne s. ***Vicia.***

Pfirsich s. ***Prunus persica.***

Phaseolus, Bohne, Vietsbohne.

Wurzeltrockenfäule. Schon die Keimlinge werden wurzelkrank; faulen später Hauptwurzel und Nebenwurzeln, so folgt Wachstumsstockung mit Welken, Vergilben, vorzeitigem Abstoßen junger Früchte, oder die Bohne geht schon früher ein. Vorkommen besonders in Nordamerika (U.S.A.) (1—5) und Europa [England (6), Bulgarien]. Ernteverluste wechselnd, da verschiedene Fäulnisursachen zusammenwirken können, bei feldmäßigem Anbau oft 25%, bei schwerem Befall auf kleiner Fläche bisweilen bis 50% ansteigend, wobei der Verlustanteil durch Wurzeltrockenfäule meist vorwiegt. — Erreger: *Fusarium solani v. Martii* f. 3 (= *F. Martii-phaseoli* Burkh. (2, 8) und, vielleicht weniger häufig, *F. solani v. aduncisporum* (= *F. aduncisporum* Weim. et Hart.) (5), durch stärker gekrümmte, manchmal fast eingerollt erscheinende Sporen etwas abweichend. Die Krankheit ist 1919 durch Burkholder (U.S.A.) (2) zuerst genauer beschrieben. Der Pilz befällt zunächst die Pfahlwurzel, dringt durch die Interzellularen von außen nach innen in der Rindenschicht vorwärts, greift dann auf alle Gewebe, auch kleine Seitenwurzeln über, die Leitbahnen des Wurzelkopfes und oberirdischer Teile jedoch verschonend, also nicht eigentlich als Gefäßparasit, aber infolge Abtötens der Wurzel ein Welken, Vergilben und Absterben hervorrufend. Bei schwachem Befall bildet die Bohne Ersatzwurzeln, wächst weiter, setzt Früchte an, die aber klein bleiben und abfallen, und geht früher oder später ein. Bei ununterbrochenem Bohnenbau nimmt die Bodenverseuchung zu, der Pilz vermehrt sich an Feldrückständen (Bohnenstroh) auch saprophytisch, harrt Jahre lang unter Ausschluß seiner Wirtspflanze im Boden aus und kann vielleicht auch mit Stallmist von Tieren, die Bohnenstrohfütterung erhalten, auf unverseuchte Felder gelangen. Samenverschleppung des Pilzes ist für *F. solani v. aduncisporum* erwiesen. Gegenüber Änderungen der Bodenreaktion (3), der Menge und Art anorganischer und organischer Düngung ist er ziemlich unempfindlich. Starke Angriffe bei Bodenwärme von 22—34° (Minimum bei 15°) C, jedoch bei feuchtem Wetter, wenn Zeit zur Bildung von Ersatzwurzeln bleibt, langsameres Siechtum, bei Dürre oft plötzliches Absterben. Anfällig sind außer der Vietsbohne *(Phaseolus vulgaris)* noch Feuerbohne *(Ph. multiflorus)*, Limabohne *(Ph. lunatus)*, ferner *Ph. angularis*, *Ph. aconiti-*

folius und *Ph. acutifolius v. latifolius*, die Vignabohne *(Vigna sinensis)* und *Dolichos biflorus*. Negative Ergebnisse bei Erbse *(Pisum sativum)* (Abb. 64), Felderbse *(P. sativum v. arvense)*, Kleearten *(Trifolium pratense, T. hybridum)*, Wicke *(Vicia sp.)*, einigen Sojabohnensorten *(Soja max*-Sorten „Medium Green, Ito San, Auburn, Wilson"), Mais, Kartoffel, Hafer, Weizen und Unkräutern wie *Ambrosia artemisifolia, Prunella vulgaris, Chenopodium album* und *Rumex*-Arten. — Bekämpfung: Durch weitschichtige Fruchtfolge mit unanfälligen

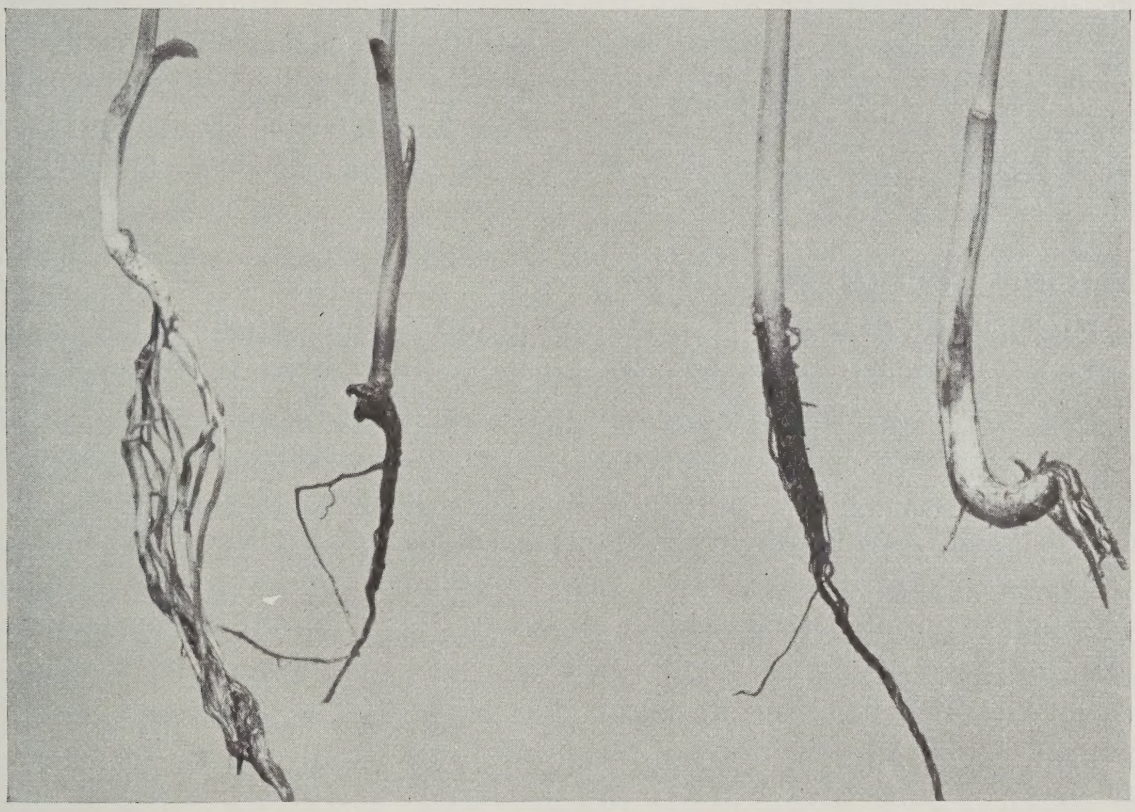

Abb. 64. Bildliche Darstellung der physiologischen Spezialisierung von *Fusarium solani* v. *Martii* f. 2 und *F solani* v. *Martii* f. 3 auf ihre besondere Wirtspflanze. (1) und (3) (von links nach rechts) zeigen Erbsen- und Bohnenpflanzen, die Seite an Seite in einem mit dem Bohnenschadpilz *(forma 3)* infizierten Boden gezogen waren. Die Erbsen blieben gesund, während die Bohnen fußkrank wurden. — (2) und (4) zeigen Erbsen- und Bohnenpflanzen, die Seite an Seite in einem mit dem Erbsenschadpilz *(forme 2)* infizierten Boden gezogen waren. In diesem Falle erkrankten die Erbsen stark, während die Bohnen gesund blieben (nach Snyder)

Pflanzen und Anbau ziemlich fester Sorten, insbesondere solcher mit kräftigem Stengelbau und Wurzelsystem (6) (Flageolet Victoria [Magnum bonum] und Dwarf Sharpe's Goliath) sowie Saxony, Incomparable und Flageolet St. Andrew. In England (7) gelten auch Superlative und Blackwonder als unanfällig. Am wenigsten wurde nach Burkholder (2, 4) die Sorte Flache Mark (flat marrow) befallen, die jedoch ungenügende Handelseignung hat, so daß Einkreuzungen mit weißen Markbohnen empfohlen werden, um den Züchtungserfolg zu verbessern.

(1) Reddick, D., Effect of soil temperature on the growth of bean plants and their susceptibility to a root parasite. Amer. Journ. Bot. 4: 513—519, 1917.

(2) Burkholder, W. H., The dry root-rot of the bean. N. Y. Cornell Agr. Exp. Sta. Mem. **26**: 999—1033, 1919.

(3) Burkholder, W. H., Effect of the hydrogen-ion concentration of the soil on the growth of the bean and its susceptibility to dry root-rot. Journ. Agr. Res. **44**: 175—181, 1932.

(4) Burkholder, W. H. and Crosby, C. R., Diseases, and insect and other pests, of the field bean in New York. Cornell Agr. Exp. Sta. Extens. Bull. **58**: 38 pp. 1932.

(5) Weimer, J. L. and Harter, L. L., Root rot of the bean in California caused by Fusarium Martii phaseoli Burk. and F. aduncisporum n. sp. Journ. Agr. Res. **32**: 311—319, 1926.

(6) Ogilvie, L. and Mulligan, B. O., Progress report on vegetable diseases. Ann. Rept. Agr. and Hortic. Res. Sta. Long Ashton, Bristol for 1930: 127—146, 1931; ebenda f. 1931: 119—132, 1932; ebenda f. 1933: 98—120, 1934. Siehe auch Ogilvie ebenda f. 1928: 188—194, 1929 und f. 1929: 149—154, 1930.

(7) Ogilvie, L. and Mulligan, B. O., Progress report on vegetable diseases V. Ann. Rept. Agr. and Hort. Res. stat. Long Ashton, Bristol, for 1933, p. 98—120, 1934.

(8) Snyder, W. C., Notes on Fusarium of the section Martiella. Zentralbl. f. Bakt. II. Abt. **91**: 163—184, 1934.

Phoenix dactilifera, Dattelpalme.

Bleichsucht (Bayoud). In Marokko und Algier, Afrika (1—5, 7, 8) ganze Bestände vernichtend. Starke Verluste 1898 in der marokkanischen Oase Figuig festgestellt. In Bouda soll die Krankheit seit 1877 bekannt gewesen sein. Genauere Untersuchungen liegen aus neuerer Zeit vor. Zuerst sieht man einzelne Blätter befallener Palmen fahl werden. Die Verfärbung greift dann um sich, bis alle Wedel verdorren und der ganze Baum abstirbt. Junge Palmen können binnen weniger Wochen eingehen, ältere länger, bisweilen Jahre standhalten. Die der Krankheit eigentümlichen inneren Merkmale, rotbraune Verfärbungen in den Gefäßen mit Vergilbungen des benachbarten Gewebes, lassen sich durch die Rippen der Fiederblätter und Hauptrippen der Wedel bis zu deren Ansatz und in den Stamm hinein verfolgen. Die Wurzeln der Palmen zeigen ebenfalls Befall, der übrigens einseitig bleiben oder von umfassender Ausdehnung sein kann. Die jungen Palmenknospen schmecken bei kranken Pflanzen bitter statt süß. Nur Dattelpalmen scheinen von der Bleichsucht ergriffen zu werden. — Erreger: *Fusarium albedinis* (5) *(Cylindrophora albedinis)* (4) ist als Ursache genannt, aber noch nicht als solche im Infektionsversuch nachgewiesen.

Ein *Fusarium* trat ferner auf absterbenden männlichen Blütenorganen von Palmen in Nordamerika (U.S.A.) auf, und auf der Hauptrippe kranker junger Wedeln fanden sich Fusarien zusammen mit *Diplodia* und *Penicillium* vor (6).

(1) Sergent, E. et Beguet, M., Sur la nature mycosique d'une nouvelle maladie des Dattiers menaçant les Oasis marocaines. Comptes rendus Acad. Sci. **172**: 1624 bis 1627, 1921.

(2) Surcouf, J. M. R., Recherches sur la biologie du Phoenix dactilifera. Etude sur la culture, les maladies et les parasites du Palmier Dattier en Algérie (suite). Bull. Soc. Hist. Nat. Afrique du Nord **13**: 293—312, 1922.

(3) Pinoy, P. E., Sur la maladie du "Bayoud" des Palmiers de Figuig. Comptes rendus Soc. Biol. **92**: 137—138, 1925.

(4) Killian, C. et Maire, R., Le bayoud, maladie du Dattier. Bull. Soc. Hist. Nat. Afrique du Nord **21**: 89—101, 1930.

(5) Malençon, G., Nouvelles observations conçernant l'étiologie du bayoud. Comptes rendus Acad. Sci. **198**: 1259—1261, 1934.

(6) Klotz, L. J., Investigations on date palm diseases. Eighth Ann. Rept. Date Growers' Inst. p. 14—18, 1931. Seventh Ann. Rept. p. 7—10, 1930.

(7) Maire, R., Foëx, E., et Malençon, G., Sur l'étiologie du Bayoud maladie du Palmier Dattier. — Comptes rendus Acad. des Sciences. **196**: 1349—1350, 1933.

(8) Malençon, G., La question du bayoud au Maroc. Ann. cryptog. exot. **7**: 43—83, 1934.

Pinus, Kiefer.

Holzverfärbungen. Im Holz verschiedener Kiefernarten treten allerlei Mißfärbungen auf, die zwar nicht die Festigkeit des Nutzholzes herabsetzen, aber unerwünschte, den Preis drückende Schönheitsfehler darstellen. Am bekanntesten ist wohl die sogenannte Blaufäule der Nadelhölzer (Erreger: *Ceratostomella, Graphium* u. a.), doch sind auch andere Pilze, darunter Fusarien als Ursache gewisser Verfärbungen nachgewiesen. — Erreger: *Fusarium cavispermum.* Dieser Pilz erzeugt olivgrüne Flecken im Holz der gemeinen Kiefer *(Pinus silvestris)* (1). Die Färbung wird durch Austrocknung stumpfer, schwarz- bis graugrün, bisweilen mit einem Stich nach Blaugrau. Der Pilz kommt auch auf Fichte *(Picea excelsa)* vor. Auf künstlichen Nährböden entwickeln sich dieselben Farbentöne wie in der Natur auch im Myzel. Sie dringen auch bei künstlicher Infektion von Holzstücken leicht in die Holzfaser ein. Eine durch rosige Holzflecken abweichende Mißfärbung bei Nutzholz von verschiedenen Kiefernarten in Nordamerika (U.S.A.) wird anscheinend durch *Fusarium sambucinum (F. roseum)* verursacht (2).

(1) Den Pilz sandte Fräulein Louise Solberg aus Norwegen 1929. Er stammte von verfärbtem Kiefernholz. Durch Infektion von Holz frisch gefällter Kiefern ließ sich die Mißfärbung mit dem Pilz künstlich erzeugen.

(2) Hedgcock, G. G., Studies upon some chromogenic fungi which discolor wood. Missouri Bot. Gard. 17th Ann. Rept. p. 59—114, 1906.

Pirus communis, Birne.

Knospenfäule. In Holland beobachtete, viele Birnenknospen hinwegraffende, auf *Fusarium lateritium (F. gemmiperda)* zurückgeführte Krankheit (1). Siehe unter *Pirus malus.*

Rindenfäule, Ast- und **Spitzendürre.** — Erreger: *Fusarium lateritium (Gibberella baccata)* dringt ähnlich wie der Rotpustelpilz *(Tubercularia)* in die Rinde des Stammes oder der Zweige geschwächter Bäume von Wunden, Froststellen usw. aus ein, siedelt sich an Zweigspitzen und Fruchtholz an und ist unter besonderen Bedingungen bei der Entwicklung von Absterbeerscheinungen im Gezweig mitbeteiligt. Von dort geht der Pilz unter Umständen auf Knospen und Früchte über. Apfel und Sauerkirsche sind ebenfalls anfällig. — Bekämpfung: Siehe unter *Pirus malus.*

Fruchtfäule. Fusariosen sind im ganzen seltener als bei Apfel an Birne in der Natur und im Lager beobachtet. — Erreger: *Fusarium lateritium* und *F. avenaceum* sind von Birne gelegentlich isoliert worden und als Fäulniserreger nachgewiesen. Verschiedene Apfelpilze und solche anderer Herkunft gehen auf Birne über z. B. *Fusarium lactis (F. apiogenum, F. rubrum)* aus dem Kerngehäuse faulender Äpfel (2, 3) und von Molkereiprodukten; *F. avenaceum (F. putrefaciens)* von Apfel und Kartoffel (4); *F. avenaceum, F. avenaceum* f. 1 und *F. oxysporum v. aurantiacum* von Apfel; *F. bulbigenum* von Gurken, *F. orthoceras v. longius* von Kürbis auf Birne, Tomate und gewisse Äpfel (5); und *F. tricinctum* von Apfel, Kartoffel, Kürbis und Sonnenblume (4). Im übrigen siehe unter *Pirus malus*.

***Pirus malus*, Apfel.**

Knospenfäule. Verbreitung in Europa (1, 6, 7, 8), besonders England, bei schwerem Befall die Fruchtbarkeit der Bäume stark herab-

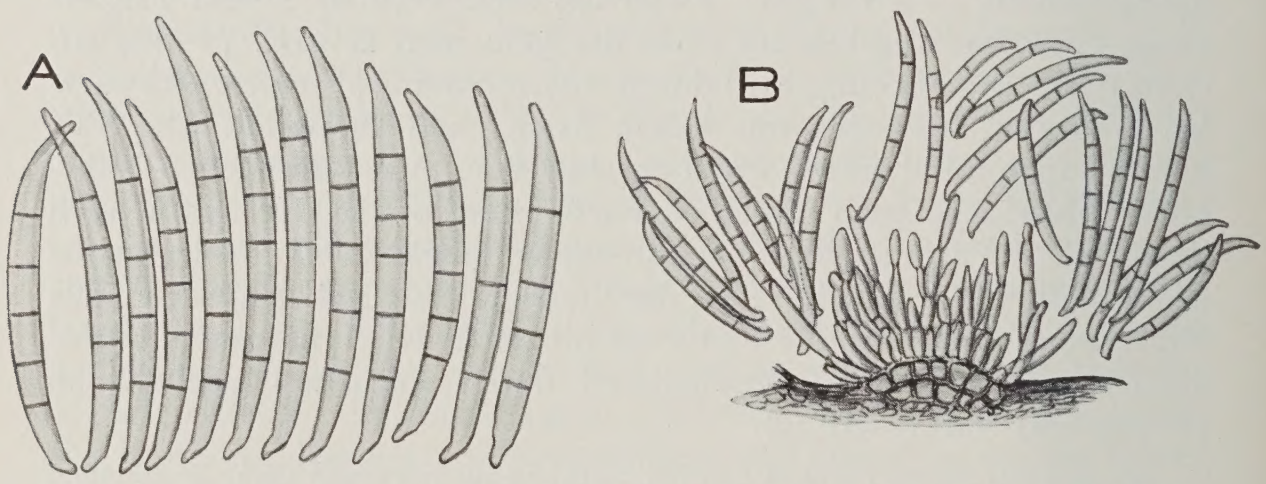

Abb. 65. *Fusarium lateritium* von einer spitzendürren Eibe, *Taxus baccata*. A. Konidien (Vergr. 900) eines gut ausgereiften, orangefarbenen Sporodochiums (vgl. B [Vergr. 450]) mit verhältnismäßig hoher Septierung der Sporen. Andere Pilzstämme haben 3—5-, wieder andere vorwiegend 3-septierte Konidien

drückend. Die Knospen werden faul, bevor sie erblühen und überziehen sich mit spinnwebartigem, rosigweißem Myzel. — Erreger: *Fusarium lateritium*, mit der Ursache der Sauerkirschen-Knospenfäule identisch (Abb. 20). Durch anhaltend feuchtes Wetter begünstigt, greift der Pilz die Knospen, bei gewissen Sorten („Emneth Early") mehr als bei anderen an. Außer diesem jähen äußerlich schon als Fäule erkennbaren Auftreten gibt es schleichenden Befall, der die Befruchtung zuläßt und in der Frucht endet (siehe Kernhausfäule). — Bekämpfung: Durch Bevorzugung resistenter Sorten (in England z. B. empfohlen „Bramley's Seedling, Newton Wonder und Worcester Pearmain"), Baumpflege mit Beseitigung spitzendürrer Äste, sowie aller Schorf- und Krebswunden an Obstbäumen und anderen Wirtspflanzen des Pilzes.

Rindenfäule, Ast- und **Spitzendürre.** Obst- und andere Laubbäume, Ziergehölze und Sträucher bieten Schlupfwinkel im Gezweig

für Fäulnisbewohner und Schadorganismen, darunter den genannten Knospenfäuleerreger, aber auch Fruchtverderber der Gattung *Fusarium* einschließlich Schlauchformen z. B. *Gibberella* (Abb. 20). Sie siedeln sich an in Frostrissen, durch Blutlaus und andere Insekten erzeugten Wunden, Krebsstellen und Rindenfaulherden, besonders in vernachlässigten Kulturen (9). Geschwächte, verpflanzte oder frostbeschädigte Bäume leiden in erster Linie. — Erreger: *Fusarium lateritium (Gibberella baccata)* (Abb. 65). Das Befallsbild an Stämmen, Ästen und Zweigspitzen erinnert an die Rotpustelkrankheit *(Tubercularia vulgaris = Nectria cinnabarina)*, nur daß die ziegelfarbigen Fruchtlager der Fusariose spärlcher verstreut, flacher und etwas blasser, die Schlauchfrüchte blauschwarz und weniger auffällig sind. Bei Laubfall finden auch Infektionen der Blattnarben statt, und so bedrohen die Pilze vom Fruchtstiel aus auch die Knospen. Je nach Umweltbedingungen können binnen Jahresfrist bis meterlange Zweige absterben oder Rindenfaulflecke entstehen. — Bekämpfung: Siehe unter Knospenfäule.

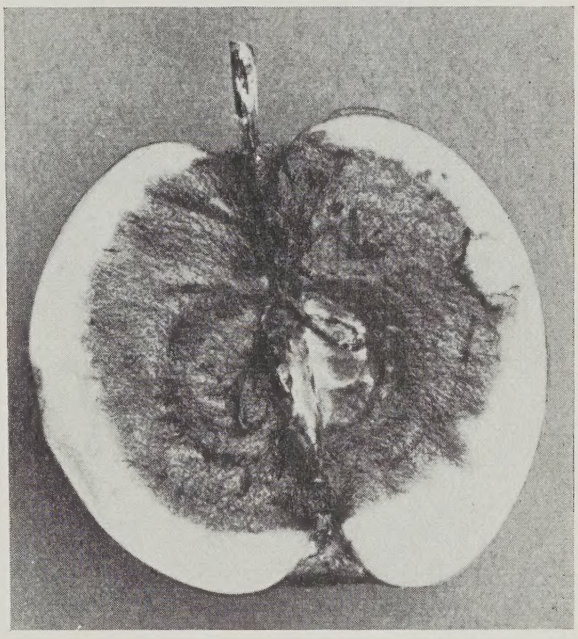

Abb. 66. Apfelfäule (Sorte „Schöner von Boskoop"): Herzfäule durch *Fusarium avenaceum* (= *F. herbarum* = *F. putrefaciens*)

Kernhausfäule. In Europa (2, 3, 6, 7, 10, 11) und Nordamerika (4) beobachtete Infektion des Kernhauses, bei guter Lagerung nicht unbedingt ins Fruchtfleisch übergehend, bei Sorten geringerer Lagerfestigkeit jedoch auch als Fruchtfäule auftretend. Befallene Äpfel werden dann von innen heraus braunfaul, aber nicht teigig, und schmecken (außer bei Nebeninfektionen mit *Trichothecium roseum*) nicht bitter (Abb. 66). Die ebenfalls braun werdende Schale läßt sich leicht abziehen. In feuchter Luft sprießt aus den Lentizellen der Schale ein flaumartiger Schimmel von weißlich-, grünlichgelblicher oder rötlicher Farbe hervor und bespinnt schließlich die ganze verdorbene Frucht — Erreger: *Fusarium avenaceum* (Abb. 67), *F. lateritium*, seltener *F. oxysporum v. aurantiacum* und *F. lactis*. Die Pilze finden besonders leicht während der Blüte bei Sorten Eingang, die eine offenbleibende oder nicht vollkommen sich schließende Kelchröhre haben, wie Goldparmaine, Danziger Kantapfel, Welsch Kampanner, Schöner von Boskoop, Stayman Winesap usw. Die Pilzsporen werden offenbar von der Narbe aufgefangen, durchwachsen den Stempel und dringen durch die Mikropyle in den Fruchtknoten ein, ohne hier während der Entwick-

lung der Frucht nennenswerten Schaden zu stiften. Findet eine stärkere Bespinnung des Kernhauses statt, können wohl bisweilen einige Kerne angegriffen und abgetötet werden. Aber erst während der Ruhezeit im Lager nach der Ernte vermag der Eindringling unter schlechten Lagerungsbedingungen (z. B. 15 ° C) anzugreifen und Fruchtfäule zu erzeugen. — Bekämpfung: Durch kühle Lagerung der Äpfel bei 5 ° C verhütet man ein Übergreifen der Pilze vom Kernhaus ins Fruchtfleisch. Bei starkem Befall ersetze man Sorten mit offener Kelchröhre allmählich durch andere, möglichst auch gegen Knospenfäule geschützte Sorten (12).

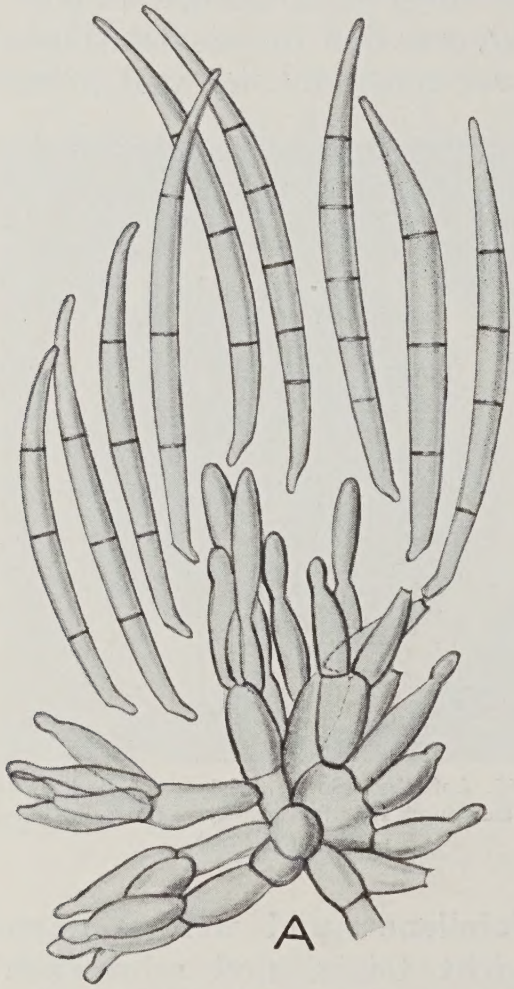

Abb. 67. *Fusarium avenaceum*. Vergr. 900. Makrokonidien mit einem Teile des Fruchtlagers (A). Der Pilz stammt aus dem Kernhause eines äußerlich gesunden Apfels *(Pirus malus)*

Lagerfäule. Empfindliche Apfelsorten von geringer Lagerfestigkeit geraten bei ungünstigen Aufbewahrungsbedingungen leicht in Fäulnis, bei der auch *Fusarium* beteiligt ist (6—7) (11). — Erreger: Außer den als Ursache von Kernhaus- und Knospenfäule schon genannten Fusarien können verschiedene Arten eingeschleppt werden u. zw. mit schorfigem *(Fusicladium)* Obst, anhaftender Erde, mit Hackfrüchten, Gemüse, Beerenobst usw. In der Natur verbreitete Pilze, auch Bodenbewohner wie *Fusarium solani*, können auf Obst übergehen. Viele derartige Möglichkeiten sind nachgewiesen, wie folgende Beispiele (4, 5) zeigen: *Fusarium avenaceum* (Abb. 12) von Apfel, Kürbis, Kartoffel und Getreide geht auf Apfel, Birne, Tomate und Nelkenknospen, dagegen nicht auf Kartoffel und Pflaume über; *F. avenaceum* von Robinia und Erbse geht auf Apfel über; *F. avenaceum* f. 1 von Apfel auf Apfel, Birne, Tomate, aber nicht Pflaume; *F. sporotrichioides* von Apfel und Erbse auf Apfel; *F. tricinctum* (Abb. 11) von Apfel, Kürbis, Kartoffel und Sonnenblume *(Helianthus)* auf Apfel, Birne und Nelkenknospen, aber nicht Kartoffel; *F. lateritium* von Apfel, *Citrus*-Arten und Himbeere *(Rubus idaeus)* und Weide *(Salix)* auf Apfel, *Citrus*-Arten und Banane; *F. reticulatum* und *F. culmorum* von Apfel auf Apfel; *F. scirpi v. acuminatum* von Apfel und Quitte auf Apfel; *F. oxysporum* von Apfel, Ulme, Kohl und Kartoffel auf Apfel; *F. oxysporum* v. *aurantiacum* von Rübe auf Apfel, und von Apfel auf Apfel (Ananas-Reinette,

aber nicht Roter Eiserapfel), Birne, Tomate, aber nicht Pflaume; *F. orthoceras* von Kartoffel, Gurke und Erbse auf Apfel und Gurke; *F. bulbigenum* von Gurke auf Apfel (Roter Eiserapfel, aber nicht Ananas-

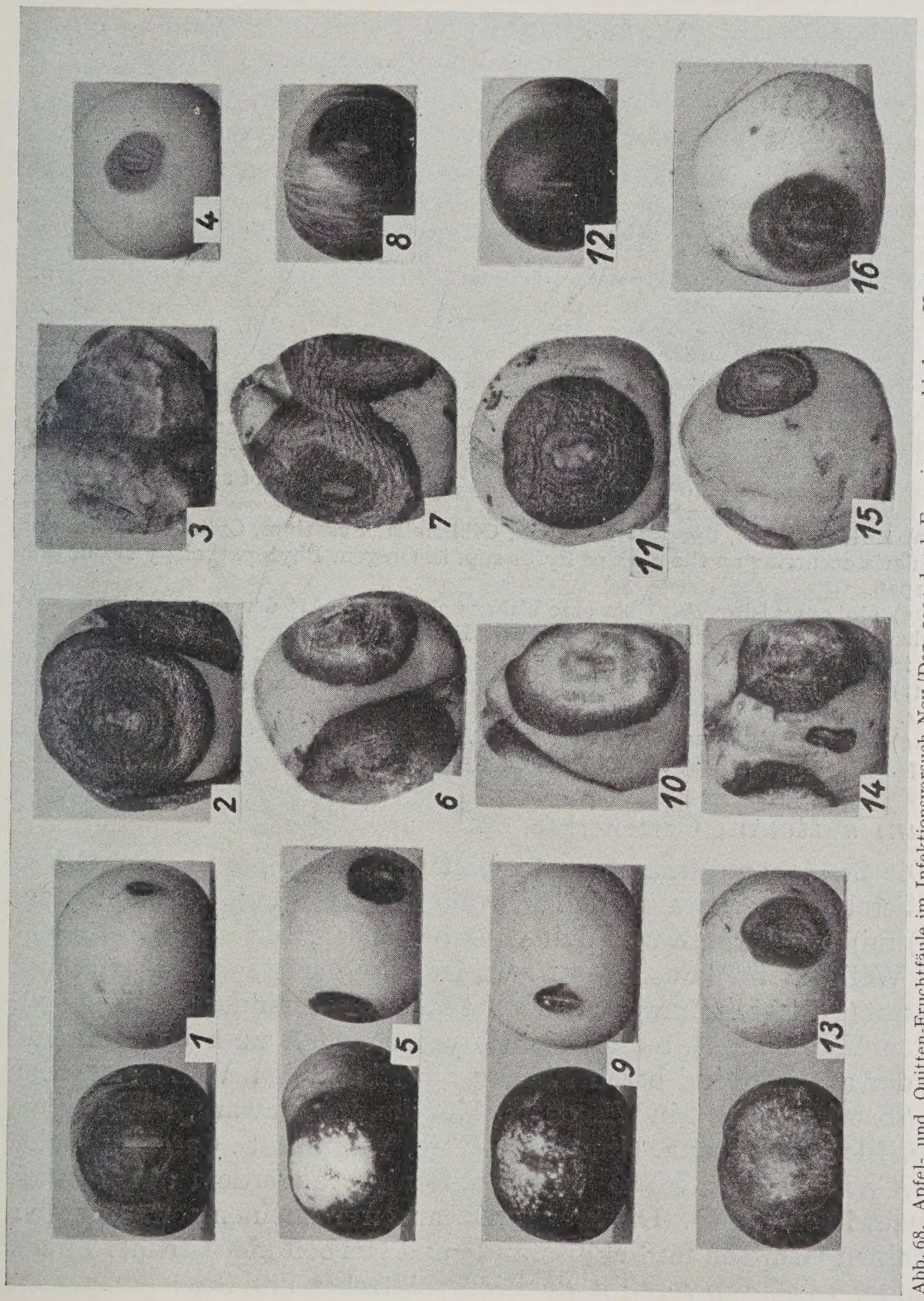

Abb. 68. Apfel- und Quitten-Fruchtfäule im Infektionsversuch Nov./Dez. 1934 durch Fusarien verschiedener Herkunft erzielt. Die 1. Frucht in jeder Reihe ist ein Apfel von Baumann's Renette, die 2. eine Landsberger Renette, die 3. und 4. sind Quitten und die übrigen wieder Äpfel. Als Fäulniserreger erwiesen sich nach

Fig. 1, 2 *Fusarium avenaceum* von Schwarzer Johannisbeere *(Ribes nigrum)*, Fig. 11, 12 *Fusarium oxysporum* von Butter einer Lehrmeierei,
„ 3 „ „ „ Pfirsich *(Prunus persica)*, „ 9, 10 „ *lateritium* „ Apfel *(Pirus malus)*,
„ 4—6 „ „ „ Apfel *(Pirus malus)*, „ 13, 14 „ *culmorum* „ Apfel („),
„ 7, 8 „ *oxysporum* „ *Epiphyllum*, „ 15, 16 „ *lactis* „ Apfel, Milch und Butter.

Reinette), Birne, Tomate, aber nicht Pflaume; *F. bulbigenum v. lycopersici*, von Tomate auf Apfel; *F. solani* mit *v. Martii* und *v. Martii* f. 1 von Apfel auf Apfel; *F. javanicum v. radicicola* von Apfel auf Apfel, *F.*

moniliforme auf Apfel usw. (Abb. 68). Im Gegensatz dazu greifen andere Fusarien Äpfel auch bei künstlicher Einführung in Wunden nicht an, z. B. *Fusarium conglutinans v. callistephi* von Aster verschont Äpfel, ebenso *F. semitectum* von Tomate; und *F. equiseti*, ein starker Fäulniserreger bei Tomate, geht nicht auf Apfel, Birne und Pflaume über. — Bekämpfung: Durch Vorsicht und Sauberkeit beim Pflücken, sorgfältiges Verlesen, Reinhaltung der Gestelle und Aufbewahrungsräume, kühle Lagerung und Bevorzugung lagerfester Sorten (12).

(1) van Poeteren, N. Verslag over Werksomheden van den Plantenziektenk. Dienst in 1920/21. — Versl.en Meded. Wageningen **27**: 1922; **31**: 1923.
(2) Jacky: Beitrag z. Pilzflora Proskaus. Jahresber. Schles. Ges. f. vaterl. Kultur, Breslau 1900, S. 67.
(3) Paravicini, E., Zwei neue Fusarien, *F. luteum* und *F. rubrum* usw. Ann. Mycol. **16**: 300—319, 1918.
(4) Lewis, C. E., Maine Agr. Exp. Sta. Bul. **219** p. 203—258, 1913.
(5) Nach unveröffentlichten Untersuchungen von H. Hochapfel, Berlin-Dahlem.
(6) Salmon, E. S. und Wormald, H., The "Eye Rot" of the apple. Gardeners' Chronicle **58**: 289, 1915.
(7) Kidd, M. N. and Beaumont, A., Apple rot fungi in storage. Trans. Brit. Myc. Soc. **10**: 98—118, 1924.
(8) Dillon-Weston, W. A. R., A note on the "Bud-Rot" of apple trees. Trans. Brit. Myc. Soc. **12**: 170—172, 1927.
(9) Zeller, S. M., Species of Nectria, Gibberella, Fusarium, Cylindrocarpon, and Ramularia occurring on the bark of Pyrus spp. in Oregon. Phytopathology **16**: 623 bis 627, 1926.
(10) Osterwalder, A., Über eine bisher unbekannte Art der Kernobstfäule, verursacht durch *F. putrefaciens* n. sp. Centr. Bakt. II. Abt. **13**: 207—213; 330—338, 1904, ic.
(11) Balakhonoff, P. I., Die Ursachen von Lagerfäule bei Äpfeln. Pflanzenschutz, Leningrad **8**: 35—37, 1931 (russ.).
(12) Heald, F. D. and Ruehle, G. D., The rots of Washington apples in cold storage. Washington Agr. Exp. Sta. Bull. 253 (techn. paper), 48 pp. 1931.

***Pisum sativum*,** Gartenerbse.

Die **St. Johanniskrankheit, St. Johannis-Welke** der Erbse. Diese in Mitteleuropa etwa um die Sommersonnenwende (Johannistag, 24. Juni) bemerkbare und daher als St. Johanniskrankheit bezeichnete Welke gefäßparasitärer Natur ist schon seit 1903 aus Holland bekannt (1), aber in Europa auch sonst mehr oder minder häufig (2—5). In den Vereinigten Staaten ist sie ursprünglich zum Unterschiede von der anschließend beschriebenen amerikanischen Welke als „near wilt" bezeichnet und in Wisconsin, Maryland, Delaware, New Hampshire, Idaho, Montana, Minnesota, Ohio, Virginia, S. Carolina, Colorado, Washington, Idaho und Kalifornien, außerdem auf Hawaii nachgewiesen (3—6). Die kranken Pflanzen erscheinen zerstreut oder in kleinen Gruppen im Feldbestande und sterben meist früher ab als gesunde. Das Laub vergilbt, die Fiederblättchen und Stielchen neigen zu Abwärtskrümmungen. Das Welken beginnt häufig einseitig, bei den unteren Blättern, etwa um die Blütezeit oder früher. Bei kühlem Wetter ist das Welkemerkmal nur wenig auffällig. Das Längenwachstum wird nicht immer wesentlich zurückgehalten. Es kommt nicht

zum Zwergwuchs. Die Krankheit nimmt meist einen langsamen, bis 7 Wochen umfassenden Verlauf und dringt von der Wurzel aufwärts oft bis in das 6. Internodium vor. Äußerlich sichtbare Bräunungen am Wurzelhalse oder Stengelgrund fehlen oder sind jedenfalls nicht typisch für diese Welke. Innerlich erscheinen die Gefäße, soweit sie befallen sind, orangerosig bis kastanienbraun verfärbt, doch ist auch dieses Merkmal bisweilen nur schwach ausgeprägt. Stark erkrankte Erbsen fruchten wenig und kümmerlich oder gar nicht. — Erreger: *Fusarium oxysporum* f. 8 (3) (Abb. 27) *(Fusarium vasinfectum* v. *pisi)* (1). Die Bestätigung vereinzelter Angaben über die Pathogenität nahestehender Fusarien wie *F. oxysporum v. aurantiacum (F. sclerotioides), F. vasinfectum v. lutulatum* (7) und *F. redolens* (8) (Abb. 28 und 83) bleibt abzuwarten. Von diesen ist *F. redolens* durch seine am Scheitel etwas hakig gekrümmten, dicken, oft an *F. solani* erinnernden Konidien am leichtesten zu bestimmen. *F. oxysporum* f. 8 ist ziemlich variabel, nähert sich bisweilen dem Formenkreis des *F. vasinfectum* und hat oft auch Konidien vom Typus des *F. oxysporum v. aurantiacum*. 35 Isolierungen des Erregers erwiesen sich als mehr oder minder (bei 30—100 Proz. Befall) pathogen unter natürlichen Bedingungen im Freiland sowie auch unter Glas und in sterilisiertem Boden. In Amerika ergreift der Pilz auch einige der gegen den Erreger der anschließend beschriebenen amerikanischen Welke unanfälligeren Sorten (wie Wisconsin Early Sweet, Bruce, Senator, Prince of Wales, Alderman, Green Admiral, wilt-resistant Perfection, Maryland Alaska) und außerdem Alaska, Thomas Laxton, Perfection, Surprise. Laxton's Progress und Hunredfold. — Bekämpfung: In Ermangelung resistenter Sorten durch Vorbeugemaßnahmen, weitschichtigen Fruchtwechsel usw. (siehe unter amerikanischer Welke).

Die **amerikanische Welke.** Diese ebenfalls gefäßparasitäre Welkekrankheit ist bisher nur in Nordamerika (U.S.A.) (7—17) festgestellt und verursacht empfindliche Schäden in einer Anzahl von Staaten von Maryland bis Washington und Kalifornien (9). Die Ernteeinbußen liegen im Mittel für große Gebiete meist unter 7%, aber in kleineren Befallsflächen um ein Vielfaches höher. Die Welke tritt oft nur zerstreut, aber bei starker Bodenverseuchung auch bestandweise auf und zieht in letzterem Falle bei allzuhäufiger Wiederkehr dieser Hülsenfrucht die in der Praxis als „Erbsenmüdigkeit des Bodens" bekannte Erscheinung nach sich. Die Krankheit schreitet von der Wurzel aufwärts in den Stengel fort, dringt aber im ganzen nicht so hoch hinauf wie bei der St. Johanniswelke. Äußerlich werden Blattrollungen vom Rande der Fiederblättchen aus abwärts und rückwärts sichtbar, während der Holzteil in Wurzel und Epikotyl wechselnde Farbentöne von Gelblich- bis Rötlichorange aufweist. Die Pflanze wird fahl, vergilbt, welkt und stirbt vorzeitig ab, oder sie verfällt plötzlich ohne Farbwechsel von Grün nach Gelb, bei Dürre schneller als bei kühlem,

feuchtem Wetter (Abb. 69). Bei langsamem Verlauf tritt auch das Welkemerkmal zurück, die unteren Stengelknoten schwellen, die Stengel bleiben kurz, verdickt, gestaucht, die Pflanze erstarrt und verdorrt. — Erreger: *Fusarium orthoceras v. pisi* (8) (Abb. 24). Es handelt sich hier um einen ziemlich spezialisierten Gefäßparasiten, der allerdings außer *Pisum sativum* noch die in Kalifornien und Nevada heimische Wicke, *Vicia gigantea*, sowie schwach auch die Pferdebohne, *Vicia faba*,

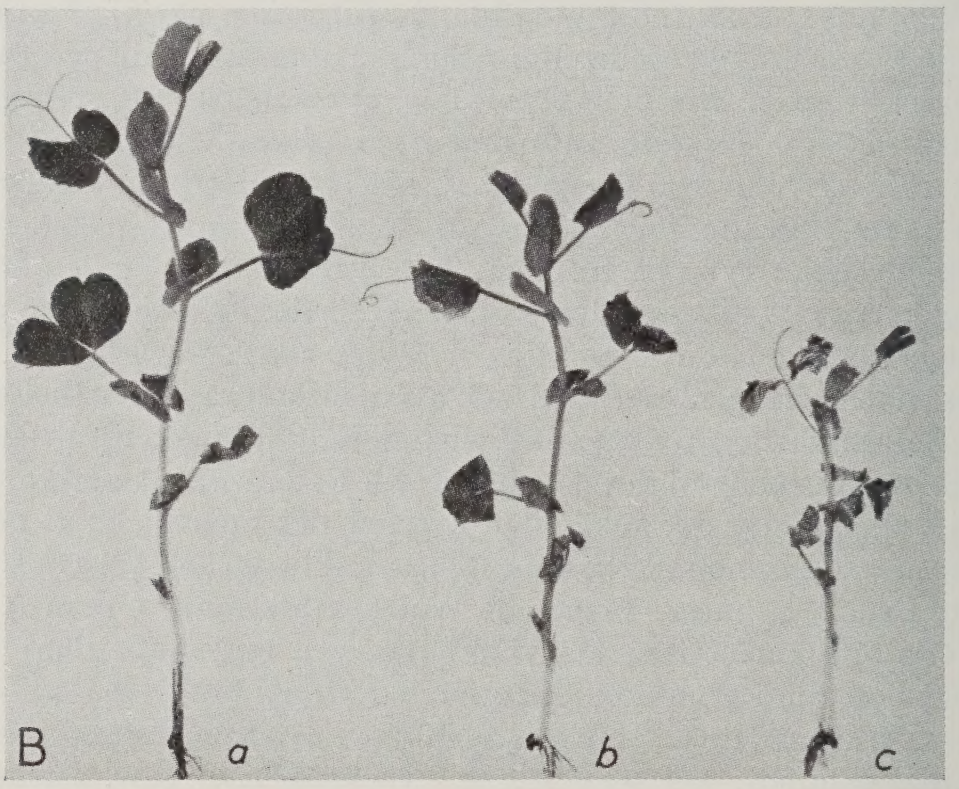

Abb. 69. Einige Merkmale bei der amerikanischen Welkekrankheit der Erbse *(Pisum sativum)*. Erreger: *Fusarium orthoceras* v. *pisi*. a. Gesunde Pflanze; b. kranke Pflanze in der ersten Befallsstufe, gestauchtes Wachstum und Einkrümmung der Neben- und Fieder-Blättchen zeigend. In dieser Stufe ist die Blattfarbe gelblichgrün; c. bereits völlig welkekranke Pflanze mit verdorrtem Laub, aber noch grünem, prallem Stengel. (Nach Snyder)

befallen kann (8). Der Pilz ist in verseuchten Böden sowie auch in der Samenhülle (11, 14) von Erbsen, die aus solchen Böden stammen, nachgewiesen. Er dringt ohne Mithilfe anderer Organismen oder auffälliger Beschädigungen in das Wurzelsystem ein, bespinnt die Wurzelfasern, stößt den Leitbahnen folgend in Wurzelkopf und Stengelgrund vor und erreicht aufwärts bisweilen den 5. oder 6. Stengelknoten. Die Blätter werden verschont oder leiden nur mittelbar durch die Zerstörungen von unten her. Auch die Wurzeln bleiben äußerlich zunächst hell, solange der Pilz auf das Innere begrenzt wächst. Unter der Rinde in Wurzelstock und Stengelgrund werden hell- oder dunkelbraune Verfärbungen sichtbar. Erst beim Absterben der Pflanze dringt der Pilz nach außen vor, die Wurzeln werden brüchig und verfallen. Die Kardinaltemperaturen für diese Erbsenwelke liegen etwas tiefer als

bei anderen Pflanzen und bewegen sich im Rahmen der der Erbse zusagenden Wärmespanne. Eine Bodenwärme von 15—27 (Min. 10, Max. 31) ° C begünstigt den Angriff (8) des an und für sich nach Beobachtungen in Reinkulturen ziemlich thermophilen Pilzes, der am besten bei 27—30 (Min. 6,5; Max. 35) ° C gedeiht. Bei Nässe zeigt sich die Krankheit früher als bei trockenem Wetter, bei Dürre verläuft sie schneller. Die Blätter verlieren im Laufe der Krankheit die Fähigkeit Feuchtigkeit zurückzuhalten und welken, während beim Nachschub von unten giftige Ausscheidungen des Pilzes hinzutreten können (10), um den Tod der Erbse zu beschleunigen. Die Sorten sind verschieden anfällig. Resistenz ist von einem einzigen dominierenden Faktor im Wurzelsystem abhängig (17), denn künstlich oben in den Stengel infizierte Erbsen, deren Wurzel resistent ist, leiden unter Krankheitsmerkmalen wie bei echter Welke. Die Unanfälligkeit der Wurzel ist aber praktisch entscheidend, weil hier der Angriff beginnt. — Bekämpfung: Durch Anbau resistenter Erbsensorten (12, 13). Unter den für Konservenzwecke geeigneten Sorten sind aus Wisconsin als ziemlich welkefest empfohlen: Green Admiral, Yellow Admiral, Resistant Alcross, Resistant Alaska, Wisconsin Early Sweet, Rogers K, Green Giant, Prince of Wales, Horal, Senator, Bruce und Rice's 330. Nach Angaben aus Washington treten noch hinzu: First of All, Dwarf Telephone und Grant Butter. Im übrigen baue man nur alle 5 oder 6 Jahre Erbsen auf demselben Felde an, schalte stark verseuchte Flächen lieber ganz aus, um Verschleppungen des Pilzes von Befallsstellen auf gesunde Felder zu verhüten. Verwende nur von gesunden Erbsen geerntete Saat, beseitige alles befallene Erbsenstroh, kompostiere es nicht, sondern verbrenne es, lagere nur gesundes Erbsenkraut zur Fütterung in Silos oder Speicher ein. Diese Vorsichtsmaßnahmen gelten auch nach Umstellung auf welkefestere Sorten bei Anwesenheit anderer Fusariosen, gegen die keine der sonst welkefesten Sorten resistent ist.

Stengel- und **Wurzelfäule.** Diese Krankheit ist im Gegensatz zur Welke äußerlich an Bräunungen oder Schwärzungen vom Stengelgrund abwärts erkennbar. Ihre Verbreitung erstreckt sich auf Amerika (U. S. A.) (18, 19), Europa (19, 20, 21) und Asien (Japan). Verluste entstehen oft schon beim Keimen, das bei schwerem Angriff unterbleibt oder verzögert wird (Abb. 70). In letzterem Falle dehnt sich die Krankheit von der Haftstelle des Samenkornes nach unten und oben aus. Bei ringförmiger Umfassung wird der Sämling frühzeitig abgetötet, während einseitiger Befall schleichenden Verlauf nimmt. Die Faulzone am Wurzelhals läuft anfangs nach oben keilförmig zu, ist kastanienbraun, dunkelt dann nach und wird schwarzbraun (Abb. 71). Alle Gewebe, auch Leitgefäße können von der Fäulnis ergriffen werden, doch schreitet die Zersetzung typisch von außen nach innen fort, verläuft also nicht echt gefäßparasitär. Unterirdisch leiden auch die Wurzelfasern, die

braun werden und faulen. Bei langsamem Verlauf werden die Pflanzen abnorm lang, bleiben aber schwach und hinfällig. — Erreger: *Fusarium solani v. Martii* f. 2 *(F. Martii v. pisi)* (18, 19) (Abb. 72). Der Pilz kommt in Nordamerika (U.S.A.) (18—19) wahrscheinlich auch in Südamerika, ferner in Europa (19, 20, 21) und Asien vor, ist in verschieden pathogenen Rassen vertreten und befällt alle bekannten Sorten von *Pisum sativum, P. sativum v. arvense, v. saccharatum* und *v. umbellatum, P. elatius* und *P. jomardi,* schwächer auch Gartenwicke *(Lathyrus odoratus)* (18). Temperaturen von

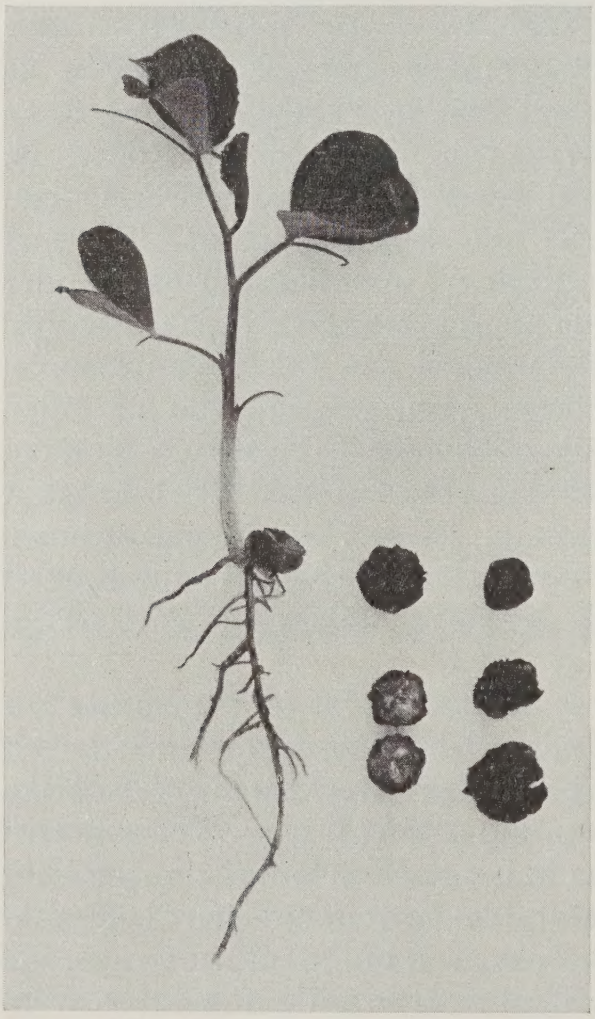

Abb. 70. Erbsen-Samenfäule: Infolge starker Infektion des Bodens mit *Fusarium solani* v. *Martii* f. 2 liefen viele Samen überhaupt nicht auf. Links eine gesunde Pflanze

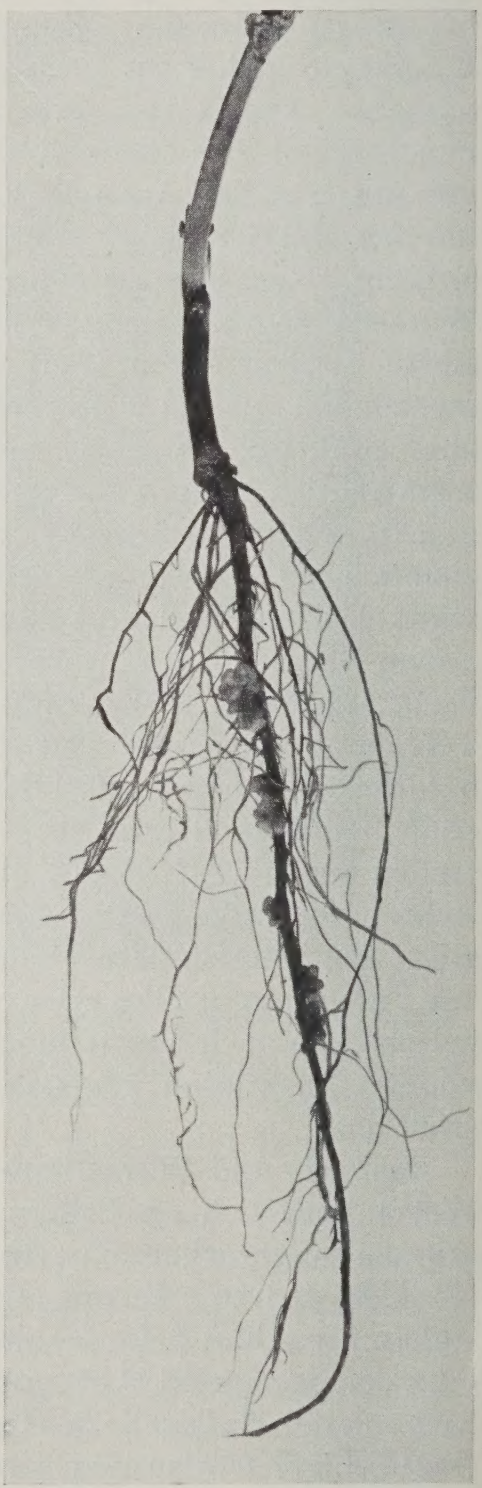

Abb. 71. Erbsen-, Stengel- und Wurzelfäule: Pflanze der Sorte „Bruce" 5 Wochen nach Auslegen des Samens in künstlich mit *Fusarium solani* v. *Martii* f. 2 infizierten Boden. Die dunkelbraune bis fast schwarze Befallzone erstreckt sich über das Rindengewebe des ganzen unterirdischen Teiles der Hauptachse der Pflanze (nach Snyder)

18° C aufwärts [Opt. 27 (24—33) °] begünstigen die Krankheit. Der Pilz wächst am besten bei 20—34 (Min. 5—6) ° C. Änderungen der Bodenfeuchtigkeit spielen keine Rolle in den für Erbsenbau günstigen Grenzen. Darüber, wie lange der Pilz an organischen Stoffen unter Ausschluß seiner Wirtspflanze im Boden ausharren kann, fehlen noch genügende Erfahrungen. — Bekämpfung: In Ermangelung resistenter Sorten sind die gegen Welke empfohlenen Vorbeugemaßnahmen und weitschichtiger Fruchtwechsel mit den in den Ländern erfahrungsgemäß weniger leidenden Feldpflanzen zu beachten.

Fußkrankheiten. In kühleren Ländern, z. B. in Skandinavien, sind Fusariosen der Erbse im allgemeinen selten, und wenn sie gelegentlich vorkommen, meist durch andere als die vorgenannten ökonomisch wichtigeren Schadpilze vertreten. Diese von einer nach dem Klima der Länder wechselnden Pilzflora (2,) begleiteten, mit Stengel- und Wurzelfäule einhergehenden Fußkrankheiten sollen hier nur anhangsweise Berücksichtigung finden, da umfassendere Untersuchungen noch ausstehen und die Schädigungen daher eine verschiedenartige Beurteilung erfahren haben. In manchen Fällen sind sie mit anderen Pilzen wie *Aphanomyces* und *Rhizoctonia* vergesellschaftet gefunden. Positive Infektionsergebnisse liegen aus Japan vor (22, 23) und zwar über drei Fusariosen, die nicht ganz so hohe Wärmeansprüche stellen wie *F. solani v. Martii* f. 2. Als Erreger wurden festgestellt: *Fusarium sporotrichioides* (Optimum 18—30 ° C), *F. anguioides* (Optimum 15—28 °) und *F. arthrosporioides* (Optimum 15—25 ° C) in Japan. In den Vereinigten Staaten werden noch *Fusarium scirpi v. acuminatum, F. equiseti v. bullatum* und *F. merismoides*; in Europa *Fusarium anguioides* (2), F. *equiseti, F. avenaceum* und *F. culmorum* (2) als Schädiger bisweilen genannt. Dem Angriff des letzteren Pilzes erlagen in Holland (2) schon ganz junge Sämlinge nach Entwicklung ihrer ersten 2 oder 4 Blätter, also kurze Zeit nach der Infektion, während der Befall durch die übrigen Pilze in den Infektionsversuchen mehr oder minder schleichend verlief.

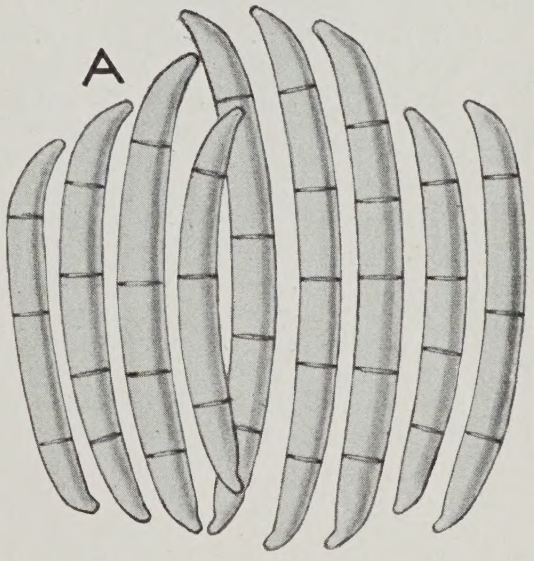

Abb. 72. *Fusarium solani* v. *Martii* f. 2. Vergr. 900. Erreger der Stengel- und Wurzelfäule der Gartenerbse *(Pisum sativum)*

(1) van Hall, C. J. J., Die Sankt-Johanniskrankheit der Erbsen, verursacht von Fusarium vasinfectum Atk. Ber. D. Bot. Ges. **21**: 2—5, 1903.

(2) Went, Johanna C., Fusarium-Aantastingen van erwten. Doctors Thesis. In de Wis- en Natuurkunde aan de Rijks-Univers. te Utrecht. Drukkerij Hoeijenbos & Co. N. V. Utrecht 1934 p. 1—83, 1934 (holländ. m. engl. Auszug).

(3) Snyder, W. C. and Walker, J. C., Fusarium near-wilt of pea. Zentralbl. f. Bakt. II. Abt. Bd. **91**: 355—378, 1935.

(4) Snyder, W. C., A new vascular Fusarium disease of peas. Science N. S. **77**: 327, 1933.
(5) Snyder, W. C., St. Johns disease of pea in Europe. Zentralbl. f. Bakt. II. Abt. Bd. **91**: 355—378, 1935.
(6) Harter, L. L., A new wilt of peas. Phytopathology **24**: 950—951, 1934.
(7) Linford, M. B., A wilt disease of peas in Wisconsin. Abs. in Phytopathology **16**: 75, 1926.
(8) Linford, M. B., A Fusarium wilt of peas in Wisconsin. Wisc. Agr. Exp. Sta. Res. Bull. **85**, 1—44, 1928.
(9) Linford, M. B., Pea diseases in the United States in 1928. Plant disease Reporter, Suppl. 67, 14 pp., 1929.
(10) Linford, M. B., Transpirational history as key to the nature of wilting in the Fusarium wilt of peas. Phytopathology **21**: 791—796, 1931. — Derselbe: Studies of pathogenesis and resistance in pea-wilt caused by Fusarium orthoceras v. pisi. Ebenda **21**: 797—826, 1931. — Derselbe: Wound inoculation in relation to the Fusarium wilt of peas. Ebenda **21**: 827—833, 1931.
(11) Kadow, K. J. and Jones, L. R., Fusarium wilt of peas with special references to dissemination. Washington Agr. Exp. Sta. Bull. 272, 30 pp., 1932.
(12) Walker, J. C., Resistance to Fusarium wilt in garden, canning and field peas. Wisconsin Agr. Exp. Sta. Res. Bull. 607, 15 pp., 1931.
(13) Walker, J. C., Comparative studies of peas resistant and susceptible to Fusarium wilt. Abs. in Phytopathology **23**: 36, 1933.
(14) Snyder, W. C., Seed dissemination in Fusarium wilt of pea. Ebenda **22**: 253—257, 1932.
(15) Snyder, W. C., Variability in the pea-wilt organism, F. orthoceras v. pisi. Journ. Agr. Res. **47**: 65—88, 1933.
(16) Walker, J. C. and Snyder, W. C., Pea wilt and root rots. Wisconsin Agr. Exp. Sta. Bull. 424, 16 pp., 1933.
(17) Wade, B. L., Inheritance of Fusarium wilt resistance in canning peas. Ebenda Bull. 97, 32 pp., 1929.
(18) Jones, F. R., Stem and root rot of peas in the United States caused by a species of Fusarium. Journ. Agr. Res. **26**: 459—475, 1923.
(19) Snyder, W. C., Notes on Fusarium of the Section Martiella. Zentralbl. f. Bakt. II. Abt. Bd. **91**: 163—184, 1934.
(20) Ogilvie, L. and Mulligan, B. O., Progress report on vegetable diseases. Ann. Rept. Agr. & Hortic. Res. Sta. Long Ashton, Bristol f. 1930 p. 127—146, 1931. Dieselben ebenda, Bristol f. 1932 p. 103—120, 1933.
(21) Walton, C. L., Ogilvie, L. and Mulligan, B. O., Observations on the pea strain of the eelworm Heterodera Schachtii and its relation to "Pea sickness". Ann. Rept. Agr. & Hort. Res. Sta. Long Ashton, Bristol f. 1933 p. 74—85, 1934.
(22) Togashi, K., Three Fusaria which cause the wilt disease of pea. Japanese Journ. of Botany **4**: 153—188, 1928.
(23) Togashi, K., Cardinal temperatures of pea-wilt Fusaria in culture. Ebenda **4**: 385—400, 1931.

Populus canadensis, Pappel.

Holzverfärbung. Aus Viterbo, Italien, gemeldet (1). Gelagertes Pappelholz nimmt eine rosige oder lilafarbige Tönung an und erweist sich bei mikroskopischer Untersuchung als von Pilzfäden durchzogen. — Erreger: *Fusarium javanicum* wurde als einheitlicher Pilz aus allen verfärbten Holzproben herausgezüchtet. Gesundes Holz wird wenige Wochen nach Infektion mit dem Pilze graphitgrau verfärbt, während das auf der Schnittfläche entwickelte Myzel weißlich bleibt (Abb. 73). Dieselbe graphitgraue Farbe entsteht aus der lilafarbigen Tönung der Naturproben durch Behandlung mit verdünnter Natronlauge. In Reinkultur entstanden rosenrote Farbentöne auf sterilisiertem Reisbreinährboden. Sie gingen nach Zusatz von Ammoniak oder Natronlauge

in Violett bis Blau über. Letztere Farbentöne sind also die alkalische Farbenmodifikation der rosenroten Myzelfarbe. Pilze aus der Verwandtschaft des obigen Fusariums finden sich auch häufig in Vergesellschaftung mit Pappelkrebs *(Nectria coccinea v. sanguinella* und *N. galligena v. major)*, z. B. *Fusarium solani* und *F. solani v. Martii*, die jedoch als Holzverfärber bisher nicht hervorgetreten sind. Die Bedeutung der Pappelholzverfärbung dürfte wohl kaum über den Rahmen eines Schönheitsfehlers hinausgehen, da von einer Zersetzung oder Vermorschung nicht die Rede ist.

(1) Goidanich, G., Nach brieflicher Mitteilung.

Abb. 73. Rosaverfärbung des Lagerholzes von *Populus canadensis* durch *Fusarium javanicum* (nach G. Goidanich)

Prunus armeniaca, Aprikose.

Fruchtfäule. — Erreger: *F. lateritium* (siehe unter *Prunus persica*).

Prunus cerasus, Kirsche.

Knospenfäule. Im Jahre 1901 machte Aderhold (1) zuerst auf eine der Moniliakrankheit ähnliche Knospenfäule der Sauerkirsche in Deutschland aufmerksam. — Erreger: *Fusarium lateritium (F. gemmiperda)*. Aus dem äußeren Verlaufe der Fusariose schloß der genannte Verfasser, daß der Pilz, der übrigens auch *Prunus mahaleb* befällt, nur bei anhaltender Nässe angreifen könne. Die Blüten faulen dann sehr schnell, so daß kein Fruchtansatz stattfinden kann. Morellen leiden bisweilen unter einem ähnlichen, jedoch auch mit anderen Organismen vergesellschafteten Hinwelken und Verdorren der Blüten (2). Viel bedeutendere Schäden kommen bei Kernobstbäumen z. B. Apfel vor (siehe unter *Pirus malus*).

Fruchtfäule. Die an spitzendürren, moniliakranken und frostbeschädigten Zweigen häufig vorhandenen rötlichen Fruchtlager mancher Pilze darunter Fusarien bilden eine Gefahr für die Kirschen, insbesondere manche Sauerkirschen, die bei Nässe sehr leicht durch anhaftende, vom Regenwasser angespülte Sporen der Zweigbewohner angegriffen werden und dann schnell faulen. — Erreger: *Fusarium lateritium* und *F. avenaceum (F. rubrum)* (3). Der letztgenannte Pilz erzeugt in der Schweiz eine Fäule bei frühen und späten Kirschen und außerdem bei Äpfeln, Birnen, Aprikosen, Pflaumen und Quitten. Der erstere Pilz greift häufig zusammen mit *Gloeosporium* besonders vom Stielansatz aus, die Früchte der Sauerkirsche an. Eingetrocknete und am Baume hängengebliebene Kirschen (sogenannte Fruchtmumien) dieser Fusariose zeigen gewöhnlich an der Oberfläche die rosig-orangefarbenen Sporenpulver oder Schleimlager des Pilzes. — Bekämpfung: Durch Baumpflege, vor allem Beseitigen spitzendürrer Zweige, auch in der Umgebung, um dem Überhandnehmen des Pilzes entgegenzuwirken.

(1) Aderhold, Ein der Moniliakrankheit ähnlicher Krankheitsfall an einem Sauerkirschenbaume. Z. f. Pflanzenkrankh. XI, 65—73, 1901.

(2) Braun, K., Ber. üb. d. Auftreten v. Schädlingen u. Krankh. i. Obstbau i. Reg.-Bezirk Stade während d. Monate Juni, Juli u. August 1927. — Sonderdruck von Die Landwirtschaft 41, 42 (Wochenbeil. zum Stader Tagebl.), 1927.

(3) Faes, H. et Staehelin, M., Sur quelques champignons determinant la pourriture des fruits. Sonderdr. von Annuaire Agr. de la Suisse p. 59—72, 1925.

Prunus (Amygdalus) persica, Pfirsich.

Fruchtfäule. In den Vereinigten Staaten (1, 2) sowie auch in Südeuropa (4) tritt *Fusarium* als Erreger einer mit vorzeitigem Abstoßen der Früchte einhergehenden Trockenfäule reifender Pfirsiche auf, ohne indes besondere ökonomische Bedeutung zu erlangen. — Erreger: *Fusarium avenaceum (F. pirinum), F. orthoceras (F. asclerotium), F. solani, F. poae* und *F. lateritium* (Abb. 74). Die drei ersteren Pilze brachten in Infektionsversuchen außer Pfirsich auch Apfelsinen zum Faulen, aber nicht Zitronen und Äpfel (Oregon Pippin)

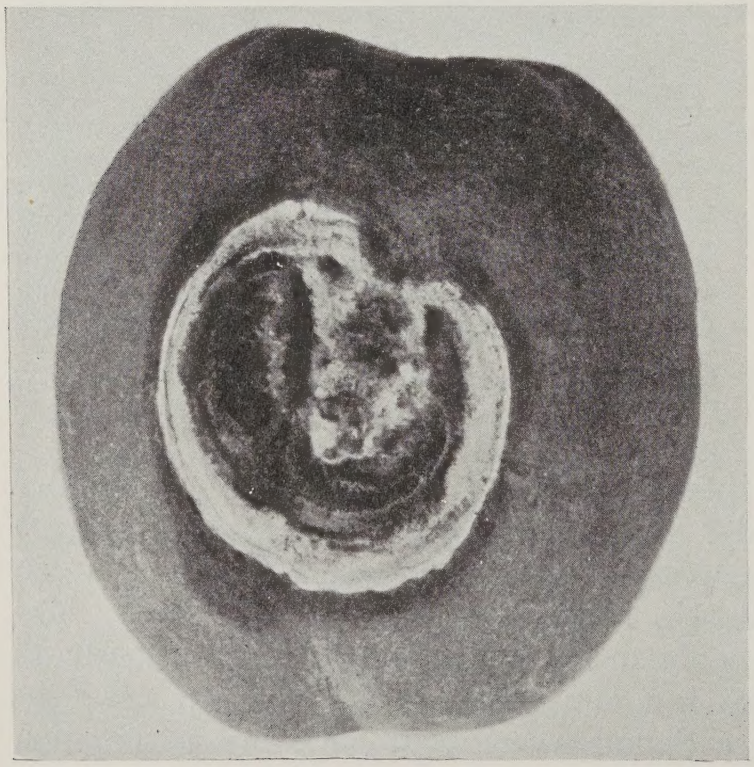

Abb. 74. Pfirsichfäule durch *Fusarium avenaceum (= F. herbarum)* und *F. poae* (nach Goidanich)

(1). *F. lateritium (F. putaminum)* erzeugt Aprikosenfäule in Australien (3), kommt aber auch an Pfirsich und Pflaume anderwärts vor.

Knospenfäule. Unter Laboratoriumsbedingungen können die obengenannten ersteren drei Fusarien, insbesondere *F. avenaceum*, auch blühende Pfirsich- und Aprikosenbetriebe in feuchter Luft unter Glasglocke befallen. Die Blütenknospen faulen schnell, und die Zweige verschimmeln (1). Im Freien mißlang der Versuch zwar, doch kommt in Georgia U. S. A. eine Knospenfäule (2) vor, als deren Erreger eine nicht näher bestimmte Fusariumart gilt.

(1) Plakidas, A. G., Fusarium rot of the peach. Phytopathology **15**: 92—98, 1925.

(2) Roberts, J. W., A bud rot of the peach caused by a species of Fusarium. Journ. Agr. Res. **26**, 507—511, 1923.

(3) McAlpine, D., Fungus diseases of stone-fruit trees in Australia. Dept. Agr. Victoria p. 91, 1902, ic.

(4) Goidanich, G., Un marciume delle pesche causato da due specie di "Fusarium": (Fusarium herbarum (Cda.) Fr. f. 1 Wr. e F. poae (Peck) Wr.). Boll. R. Staz. Pat. Veg. Roma, n. s. A. **13**: 3—19, 1935.

Pyrethrum s. ***Chrysanthemum cinerariaefolium.***

Reis s. ***Oryza.***

Ricinus, Rizinus.

Stengelfäule ist in Norditalien gelegentlich an *Ricinus communis* (1, 2) festgestellt, bei dem geringen Anbau dieser Ölpflanze und Zierstaude aber kaum von ökonomischer Bedeutung. Aus dem nördlichen Kaukasus wird auch von einer Fäulnis des Blütenstandes berichtet (3). — Erreger: *Fusarium sambucinum (Gibberella pulicaris), F. scirpi* und *F. semitectum* sind bisher von faulenden Teilen der Ricinusstaude bekannt. Vielleicht ist ersteres mit dem an erkrankten Teilen der wachsenden Pflanze in Italien nachgewiesenen als *F. ricini* bisher bezeichneten Erreger identisch. Nähere Angaben über das Wesen der Krankheit fehlen.

(1) Bérenger, Intorno alla generazione della Crittog. del Ricino ecc. in Mem. Acc. Agr. Comm. Art. Verona **44**, 267, 1866.

(2) Bizzozero, Fl. Venet. Crittog. I, 539, 1885. Saccardo, Syll. Fung. **4**: 711.

(3) Kvashnina, E. S., Bull. Nord-Kaukas. Pflanzenschutzstation 1928, S. 30 bis 46, 1928.

Roggen s. ***Secale***

Rubus idaeus, Himbeere.

Himbeerrutensterben. In Skandinavien (Norwegen und Dänemark) (1, 2, 3) leiden überwinterte Ruten an einer noch rätselhaften Krankheit, die zum Absterben der befallenen Triebe führt. — Erreger: *Fusarium avenaceum* und *F. lateritium* sind in beiden Ländern, in Norwegen häufig in Verbindung mit den als Kronengallen

(crown gall) bekannten bakteriellen Wucherungen, an der Basis der kranken Ruten festgestellt. Die Blühäste verdorren vorzeitig. Zwar entstehen neue Triebe, die aber dasselbe Schicksal erleiden. Unter der Befallszone ist das Holz verfärbt und von Pilzfäden durchzogen. — Bekämpfung: Bei starkem Befall durch Wechsel der Anbaufläche. Vereinzelte kranke Stöcke beseitigt man am besten ganz.

(1) Jörstad, I., Beretning om plantesykdommer i land- og hagebruket. V. Hagebrukets nyttevekster. Oslo, Gröndahl & Söns Boktrykkeri, 68 pp. 1928.

(2) Jörgensen, C. A. og Weber, Anna, Undersögelser over Hindbaer-Staengelsyge. Tidsskr. f. Planteavl. **35**: 582—614, 1929.

(3) Gram, E. og Rostrup, Sofie, Oversigt over Sygdomme hos Landbrugets og Havebrugets Kulturplanter i 1923. Tidsskr. f. Planteavl. **30**, 361—414, 1924. — Gram, E. og Thomsen, M., dieselbe Übersicht f. 1925. Ebenda **33**: 84—148, 1927.

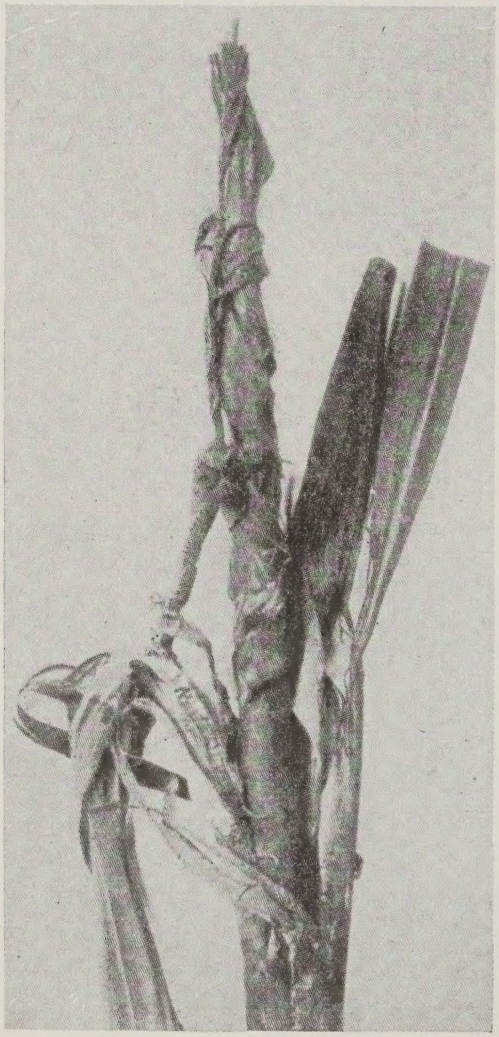

Abb. 75. Pokkah-boeng-Krankheit des Zuckerrohrs *(Saccharum officinarum)* durch *Fusarium moniliforme (Gibberella Fujikuroi)*. Ein ernstlicher Befall, bei dem die gefurchten und gestauchten Blätter den Scheitel des Rohrs zu einer unentwirrbaren Masse zusammengepreßt haben. An den älteren Blättern sieht man ebenfalls Knickungen und Zerfall infolge Vermorschung der rotstreifigen Schadstellen. (Nach Priode)

***Saccharum officinarum*,** Zuckerrohr.

Pokkah-boeng. Diese Krankheit ist weit verbreitet auf Java (1, 2, 8) den Philippinen (3), Hawai (4), in Indien, Australien (5), auf Mauritius und in Amerika (U. S. A.), Porto Rico und Cuba (7). Sie greift besonders bei Beginn der Regenperiode unter ungünstigen Bedingungen zur Zeit der Bestockung die junge Pflanze an. Verluste von 3,4—15,4% werden gemeldet. Die Einbuße bezieht sich sowohl auf das Absterben ganzer Pflanzen als auch auf den Zuckerertrag durchhaltender, aber geschwächter Zuckerrohre. Meist ist der Befall, auf große Flächen berechnet, ziemlich gering. Die auffälligsten Merkmale der Krankheit sind Spitzendürre und Blattverkümmerungen. Ferner treten auf: Blattflecken, braune Streifen am Schaft sowie tief ins Mark reichende Höhlungen. Bisweilen werden schon die jungen Brutknospen befallen, die dann nur noch schwächlich austreiben. Wird auch der Vegetationspunkt zerstört, stirbt die ganze Pflanze ab. Häufig wächst die Blattscheide infolge Erkrankung vom Schaftknoten aus nicht weiter, und

die in der Scheide sich entwickelnden Blätter bleiben stecken, werden zusammengepreßt, verbogen oder geknickt (Abb. 75). Andere, die hervorkommen, erscheinen getaucht und fleckig. Ein einzelnes Blatt oder auch mehrere zugleich können krank werden. Häufig zeigen sie rosige, dann nachdunkelnde Flecken unten an der Basis der noch jungen, blaßgrünen Spreite. Die Blattscheide kann ebenfalls fleckig werden. Trocknen die Flecken aus, so fällt das morsche Gewebe heraus und hinterläßt Löcher. Später in der Wachstumszeit kann der Befall von der Scheide auf den Schaft übergreifen. Man sieht dann feine, bräunliche, mehrere Zentimeter lange und ½ cm breite Streifen, während das Schaftinnere Höhlungen aufweist. — Erreger: *Fusarium moniliforme* (2). Die verschiedenen Krankheitsstufen ließen sich in Java durch künstliche Infektion sehr junger Internodien und Blätter hervorrufen, während normale, grüne ausgewachsene Blätter sich unempfindlich zeigten. Der Pilz dringt in Gefäßbündel und benachbarte Zellen ein, zerstört die Gewebe und füllt sie mit gummiartigen rötlichen Massen an. Außer Saccharum sind Mais und Sorghum anfällig gegen *F. moniliforme* (7). Umgekehrt ließ sich der Pilz von Mais sowie auch von Zwiebel erfolgreich auf Saccharum übertragen (6). In manchen Ländern ist der Schaden gering, in anderen größer, besonders wenn anfällige Sorten vorwiegen und die Bedingungen der Luft- und Bodenfeuchtigkeit dem Pilze günstig sind. Die Meldungen sind nicht ganz einheitlich. Das kann verschiedene Gründe haben. Es scheint nicht immer nur derselbe Erreger in Betracht zu kommen. Wie auf Mais kommen auch auf Saccharum außer *F. moniliforme* noch dessen Varietät, v. *subglutinans*, vor (4) (Abb. 22). — Bekämpfung: Durch Bevorzugung der unter den örtlichen Bedingungen erfahrungsgemäß als resistent erprobten Sorten. Die Untersuchungen hierüber sind noch im Gange, die Erfahrungen verschieden. Anscheinend sind alle „P. O. J."-Sorten mehr oder minder anfällig (8).

(1) Wakker, J. H. en Went, F. A. F. C., Die Ziekten van het suikerriet op Java. 217 S. 1898. Leiden, E. J. Brill.

(2) Bolle, P. C., Een onderzoek naar de oorzaak van pokkahboeng en toprot. Arch. Suikerind. Nederl.-Indie. 3. Deel, **35** (Meded. 15) p. 589—609, 1927. — Verdere onderzoek. over pokkahboeng en toprot. Ebenda, 1. Deel. **36**: 116—129, 1928.

(3) Roldan, E. F., Pokkah-Boeng, a disease of sugar-cane found on a Java cane variety in the Philippine Islands. Philipp. Agric. **20**: 526—529, 1932. The non-infectious twisted or tangled top disease and pokkah-boeng of sugar cane in the Philippine Islands. Sugar News **12**: 726—728, 1931.

(4) Martin, J. P., Pathology. Proc. Hawaiian Sugar Planters' Assoc. Fiftieth Ann. Meeting 1930 p. 437—451, 1931.

(5) Bell, A. F., A key for the field identification of sugar cane diseases. Queensland Bur. of Sugar Exp. Sta. Div. of Pathology Bul. **2**: 119 p. 1929.

(6) Louisiana Agr. Exp. Sta. Rept. f. 1928—1929, p. 52—57, 1930; f. 1929/31, 140 p. 1932.

(7) Priode, C. N., Pokkah-bong and twisted top diseases of Sugar-cane in Cuba. Phytopathology **19**: 343—366, 1929. — Two hosts of the pokkah-bong disease other than sugar cane. Ebenda **23**: 672—674, 1933.

(8) Bolle, P. C., Over het tegen woordige stand van het pokkah-boeng-vraagstuk. Arch. voor Suikerind. Nederl.-Indie, Deel I. **42**: 435—440, 1934.

Safran s. ***Crocus.***

Sambucus, Hollunder.

Fruchtfäule. Der schwarze Flieder oder Hollunder, *S. nigra,* der wegen seiner heilkräftigen Blüten und schwarzen Beeren beliebt ist, leidet in Mitteleuropa bei nassem Erntewetter unter Befall der Früchte durch *Fusarium sambucinum (Gibberella pulicaris)* und *Gloeosporium fructigenum (Glomerella rufomaculans).* Durch die entstehende Fäulnis werden die Fliederbeeren selbst bei geringem Befall als Marktware entwertet, bei stärkerem unverkäuflich. — Bekämpfung: Bei angepflanzten Hollundern in Gärten läßt sich durch Beseitigung des dürren Holzes und befallener Ruten, auf denen die Pilze leben, viel zur Verhütung der Fruchtfäule beitragen.

Schachtelhalm s. ***Equisetum.***

Schwertlilie s. ***Iris.***

Secale, Roggen.

Schneeschimmel. Weitverbreitet in Mittel- und Nordeuropa besonders auf Roggen und auch auf anderem Wintersaatgetreide (Weizen, seltener Gerste und Hafer), sowie Gräsern auf Futterwiesen (Weiden) und Rasenflächen (siehe Gramina). In erster Linie leiden die Saaten in kühleren Anbaugebieten, die ein Roggen- und Gerstenklima haben, in Skandinavien, England, baltischen Ländern und Rußland. Von Mitteleuropa nach Süden greift die Krankheit bis ins Alpengebiet (Österreich, Schweiz) über. In Nordamerika (U. S. A.) in Gegenden mit Weizenklima tritt sie zurück. Ältere Berichte liegen aus Schweden (1) (1768) (2), (1825), Deutschland (3) (1844) (4), (1869) und Österreich (5) (1865) vor. Zahlreiche neuere Meldungen über Verbreitung und Abwehr (6—14) zeigen die Hartnäckigkeit des Übels an. Die Verluste schwanken nach geographischer Lage, Klima, örtlichen Verhältnissen, Ungunst der Jahre, Schneefall zur Unzeit usw. In Ländern mit hohem Schneefall bis ins Frühjahr hinein, aber auch in wärmeren Gebieten mit abnormen Wintern, hohen Schneewehen, die auf wachstumsbereiten Saaten lasten, stiftet Schneeschimmel viel Schaden. Auch starke Niederschläge in der kritischen Reifezeit des Getreides (Ende Juni bis Mitte Juli) begünstigen den Befall. Im Jahre 1924 mußten 600 000 ha Roggenfelder allein in Preußen hauptsächlich wegen Schneeschimmel, umgepflügt werden, während der Wert der verbleibenden Flächen um 12,3% zurückging, und die Weizenernte 16,8% an Wert einbüßte. Der Schneeschimmel wird zur Zeit der Schneeschmelze sichtbar. Die Mittelpunkte des Befalles sind an der bis zur völligen Kahlfläche fortschreitenden Ausdünnung des Bestandes kenntlich. Weiß oder rosigweiß besponnene einzelne oder zusammenlaufende größere und kleinere Roggenflächen, oder genauer

braunfaule von Pilzfäden oder Watten bezogene Horste oder Blätter, die nach Austrocknung ergrauen und an der Sonne verdorren und vergehen, zeigen die Zerstörungen an. Bei leichtem Befall ist ein Umpflügen nicht nötig. Kleine Fehlstellen werden von den gesunden Pflanzen überwachsen. Doch kann die Krankheit unterirdisch weiterschleichen und entwickelte Pflanzen, im Bestande zerstreut, im Sommer fußkrank machen. Fußkranke Pflanzen sind meist stockfaul, werden notreif, haben taube Ähren und schimmern häufig rosig. Dieser pulverige helle, rosige oder fleischfarbene Belag ist pilzlicher Natur, findet sich auf Ähren, Halmknoten, Blättern sowie an der Basis notreifer Pflanzen und enthält den Krankheitskeim des Schneeschimmels. Dadurch können auch gesunde, vollreife Ähren angesteckt werden. Man findet dann in anscheinend normalen Ähren einzelne Körner rosig bepudert, mitunter auch mit einer hell-lachsfarbenen gallertigen Schicht bedeckt. Gelangen solche Körner in den Drusch und damit ins Saatgetreide, so wird die Krankheit, wenn nicht gebeizt wird, wiederum aufs Feld verschleppt und kann von Jahr zu Jahr immer mehr um sich greifen. Schon bei der Aussaat im Herbst können die jungen Saaten unter feuchten Bedingungen stark angegriffen werden. Viele aus kranken Körnern hervorgehende Keimlinge werden dadurch hinweggerafft. Sie verkümmern im Boden ohne die Krume durchbrochen zu haben. Ist die Wachstumszeit lang, der Herbst milde und die Saatzeit früh gewählt, so kann die Krankheit auch auf die gesunde Nachbarschaft abgestorbener Sämlinge übergehen und den Feldbestand derart schwächen, daß eine hohe Schneelast im späten Frühjahr ihm den Rest gibt. — Erreger: *Calonectria graminicola (Fusarium nivale)* (Abb. 10). Die Schadwirkung des Pilzes erstreckt sich, wie aus dem Vorhergehenden ersichtlich ist, auf die ganze Wachstumszeit und nicht nur auf den Schneeschimmelbefall im Frühling; daher nicht nur auf Wintersaaten, sondern auch auf Sommergetreide. Dementsprechend wächst der Pilz bei Temperaturen von 0 bis 30 (Optimum 22) ° C, ist also eher wärme- als kälteliebend. Starke Kälte (— 20 ° C) erträgt er aber und büßt erst bei etwa — 33 ° C binnen weniger Tage seine Lebenskraft ein. Gegenüber Änderungen der Wasserstoffionenkonzentration ist er in weiten Grenzen (P_h 2,5 bis 13) unempfindlich und gedeiht besonders bei P_h 5 bis 5,2. Der Pilz verträgt daher die üblichen natürlichen oder durch Düngung erreichbaren Schwankungen der Bodenreaktion. Biologisch spezialisierte Rassen des Pilzes sind bisher nicht beobachtet. Doch kann es vorkommen, daß eine Isolierung, die bei P_h 7,9 gedeiht, in sauren Boden nicht mehr zu wachsen vermag. Morphologische Abweichungen der Pilzstämme untereinander gibt es (11). Eine ursprünglich von fußkrankem Weizen stammende, vorwiegend aber Roggen und Gerste schädigende Isolierung ist als *Calonectria graminicola v. neglecta (Fusarium nivale v. majus)* gekennzeichnet (Abb. 10). Zwischen dieser durch größere und bisweilen mehr-

zelligere Konidien auffälligen Abart und der Grundart gibt es Übergangsformen, und eine von Goldfrasen stammende Isolierung unterbietet durch etwas geringere Konidiengröße sogar noch die Grundart. Es sind Stämme vorhanden, die jahrelang fruchten, andere, die nach wenigen Übertragungen nur noch vegetativ wachsen, wieder andere, die nur im Frühjahr fruchten, also einen zeitlich begrenzten Rhythmus zu haben scheinen. Für weitere pathologische Untersuchungen über die Rassenfrage mögen diese Unterschiede wichtig sein. Gleichartige Ergebnisse wird man mit frischen Isolierungen am sichersten erzielen. Gemeinsam sind allen die Schlauchform mit ihren kastanien-braunen Schlauchfrüchten (Perithezien), zwei- bis vierzelligen spindelig-sichelförmigen Schlauchsporen, und Fruchtlager mit ähnlichen Verbreitungssporen (Konidien), die als rosige Pulver im Luftmyzel eingestreut oder in lachsroten gallertigen Schleimen abgelagert sind. Die Schlauchform findet sich an Stoppeln und auf dem Acker verbliebenem Stroh (Halmknoten, Ähren), die Konidien massenhaft auf notreifen Pflanzen im Sommer, aber auch auf Blättern nach der Schneeschmelze sowie auf Ähren und Körnern von der Zeit des Schossens an bis zur Ernte, mit der sie ins Saatgut geraten. In milden Wintern wächst der Pilz, wenn auch langsam, durch Frostperioden unterbrochen, weiter selbst unter schmelzendem Schnee, wo Luft und Feuchtigkeit ihn begünstigen. In den Vereinigten Staaten wird die Abwesenheit von Schneeschimmel damit begründet, daß dem Schneefall häufig Barfrost voraufgeht. Die starken Kältegrade in Sibirien mögen ihn in Russisch-Asien ebenfalls in Schach halten. — Bekämpfung: Die Abwehr des Schneeschimmels gründet sich hauptsächlich auf Maßnahmen, die die Entwicklung des Pilzes hemmen oder den Schadpilz überhaupt meiden: Aussaat von gesunden, wenn nötig, gebeizten Roggens; späte Saat (damit dem Pilze nicht zu viel zarte, empfindliche Gewebe überlassen werden, ein Übelstand, der durch

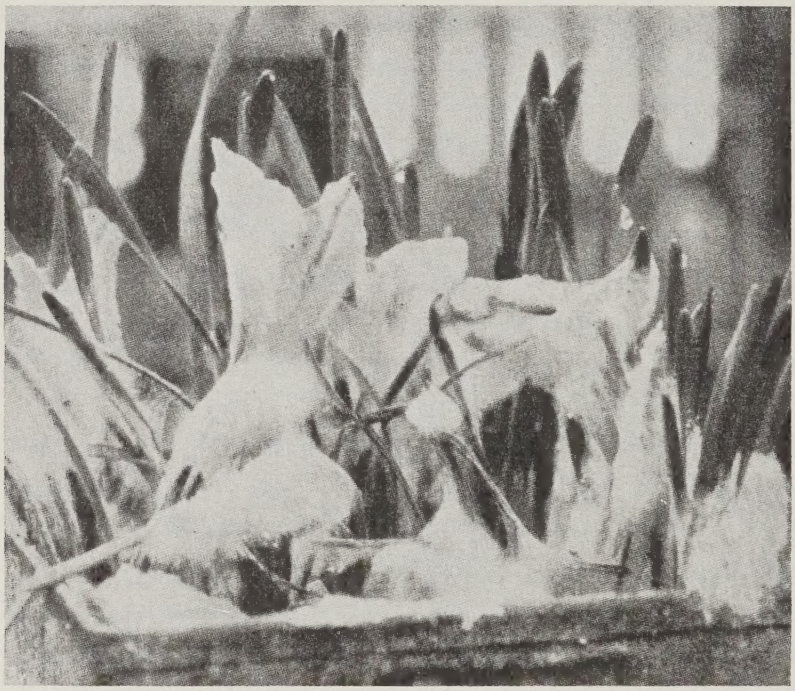

Abb. 76. Der Schneeschimmel, *Fusarium nivale: Calonectria graminicola.* Junge Roggenpflanze in dampfgesättigter Atmosphäre mittels Konidienbebrausung beimpft und von Pilzwatten stark überzogen. (Nach Schaffnit)

Abweiden im Notfall zu verhindern ist), nicht zu dichte Saat (1—1,3 dz je ha genügt), damit die Pflanzen nicht geschlossen unter Schneedruck zusammengepreßte Rasen bilden, sondern luftiger stehende, kräftiger und widerstandsfähiger bleibende Einzelhorste, die den Pilz leichter abwehren; Dränage, da die Auswinterung in nassen Lagen begünstigt wird; und Bevorzugung resistenter Sorten; wo es angängig ist bei Schneedruck auf kleinerer Fläche durch Beseitigung und Verteilung der Schneelast, damit die schadenbringende Zeitspanne verkürzt wird. Vorsicht bei der Düngung! Mit Kali und Phosphor sollte im Herbst, mit Sticksoff dagegen erst nach der Schneeschmelze im Frühjahr gedüngt werden. Am besten ist es, wenn krankheitsfreies Saatgut zur Verfügung steht. In Zweifelsfällen kann man Proben in mit Ziegelgrus gefüllte Behälter säen. Erweisen sich mehr als 15—25% der Körner als befallen (schimmelig), so ist Saatbeizung ratsam, bei mehr als 35% ist sie dringend nötig (Abb. 76). Durch Beizen sichert man sich zwar eine gesunde Saat, aber nicht ohne weiteres auch eine völlig krankheitsfreie Ernte, wenn der Boden verseucht ist. Trotzdem ist es stets von Vorteil, wenn gesundes Korn in dem Boden ungehindert durch anhaftende Pilzkeime, gedeihen kann, und dieKeimlinge bereits gekräftigt sind, wenn ein Angriff vom Boden aus erfolgen sollte. Ist die Witterung beim Auflaufen und ferner günstig, so wächst das Korn gewissermaßen dem Pilze aus dem Wege, und die Schädigungen halten sich in engen Grenzen. In Deutschland sind Unterschiede in der Anfälligkeit der Sorten festgestellt. Waldler, Niederarnbacher und Pörnbacher Champagner-Roggen gelten als resistent. Im allgemeinen widerstehen Sorten, die arm an Dextrose sind, dem Schneeschimmel am besten.

Als Naßbeizmittel gegen Schneeschimmel werden empfohlen (15): Abavit-Naßbeize „Schering" (0,125% 30 Min. tauchen oder 0,25% benetzen oder 1,75%, 3 l je 100 kg, Kurznaßbeizverfahren), Ceresan-Naßbeize (U 564) (0,1%, 30 Min. tauchen oder 0,35% benetzen und 6 Std. bedecken oder 1,75%, 3 l auf 100 kg, Kurznaßbeizverfahren), Fusariol 157 (0,125%, 30 Min. tauchen oder 0,5% benetzen und 5 Std. bedecken oder 2%, 3 l auf 100 kg, Kurznaßbeizverfahren), Germisan (0,125%, 30 Min. tauchen oder 0,5% benetzen und 7 Std. bedecken oder 1,5%, 3 l auf 100 kg, Kurznaßbeizverfahren), Roggenfusariol (0,15% benetzen und 5 Std. bedecken), Uspulum-Universal (0,2%, 30 Min. tauchen oder 0,5% benetzen). Als Trockenbeizmittel wirken: Abavit-U, Trockenbeize Ceresan, Universal-Trockenbeize Ceresan (U. T. 1875 a), Tutan und Fusariol-Trockenbeize 1454, alle bei Anwendung in Mengen von 200 g je 100 kg Saatgut.

Das Saatgut kann entweder in die Beizlösung eingetaucht (Tauchverfahren) oder mit der Beizlösung besprengt (Benetzungsverfahren) oder mit geringen Mengen einer starken Beizlösung in einem geeigneten Behälter (Kurznaßbeizverfahren) oder auch durch Einstäuben mit pulverförmigen Mitteln (Trocken-

beizverfahren) gebeizt werden. — Beim Tauchverfahren wird das Getreide in die Beizlösung eingeschüttet, kräftig umgerührt, worauf die auftauchenden Unreinigkeiten abgeschöpft werden. Roggen, Gerste und Hafer können auch in nicht ganz gefüllten Säcken in die Beizlösung getaucht werden. Die Säcke sind dann einige Male in der Lösung auf und abzubewegen. Nach Ablauf der vorgeschriebenen Beizdauer wird das Getreide dünn zum Trocknen ausgebreitet. — Beim Benetzungsverfahren wird das aufgehäufte Saatgut mit der Lösung besprengt und gründlich durchgeschaufelt. Bei Weizen und Roggen verwendet man 10 l, bei Gerste 12 l und bei Hafer 15 l Beizflüssigkeit je 100 kg Saatgut. Letzteres wird dann eine oder je nach Vorschrift mehrere Stunden mit in Beizlösung getränkten Säcken bedeckt gehalten. Beim Kurznaßbeizverfahren wird das Saatgut in einem geeigneten Behälter mit 3 bis 4 l der vorgeschriebenen Beizlösung je 100 kg behandelt. Das Verfahren verspricht jedoch nur dann Erfolg, wenn der für unterbrochene Arbeit eingerichtete Trockenbeizbehälter nach dem Eingießen der Beizflüssigkeit sofort in Umdrehung gesetzt wird. Besonders geeignet sind solche Behälter, die eine Zuführung der Beizflüssigkeit während des Drehens der Beiztrommel ermöglichen. Da das im Kurznaßbeizverfahren gebeizte Saatgut nur sehr wenig Flüssigkeit aufnimmt, ist es bedeutend schneller drillfähig als das im Tauch- oder Benetzungsverfahren behandelte. Beim Trockenbeizverfahren wird das Saatgut in einem geeigneten Behälter mit dem feingepulverten Beizmittel eingestäubt. Ein Umschaufeln des Getreides mit der Trockenbeize genügt keineswegs. Die Trockenbeizung hat den Vorzug, daß die lästige Arbeit des Zurücktrocknens des Saatgutes wegfällt. Außerdem gewährt die Umhüllung des Kornes mit dem Beizpulver den sichersten Schutz gegen nachträgliche Infektion zwischen Beizung und Aussaat.

Fußkrankheit. Ähnliche Merkmale von Befall wie beim Schneeschimmel werden durch eine Reihe von Fusarien hervorgerufen. Sie sind mit Absicht nicht in der obigen Beschreibung aufgeführt, weil für Roggen der durch *Fusarium nivale* angerichtete Schaden im Vordergrunde steht, während die anderen Pilze bei Weizen (siehe *Triticum*), also in wärmeren Ländern, besonders auch da, wo Sommergetreide angebaut wird, vorwiegen oder mitwirken. Zu diesen Pilzen zählen: *Gibberella Saubinetti (Fusarium graminearum), F. culmorum* und *F. avenaceum*, zu denen nach Meldungen aus Rußland noch hinzutreten: *Fusarium equiseti (F. falcatum), F. scirpi, F. scirpi v. acuminatum (F. arcuosporum, F. pseudoeffusum)* und *F. arthrosporioides*. In der Abwehr ist man in erster Linie auch auf Beizung angewiesen, wie oben.

(1) Knutberg, C., Rön som visar, at Host-sade til större delen fördärvis då en myckenhet snö betäcker åkrana, föriän de hunnit bliva tillfrusne; med anvisning til et medel, at forekomma det. K. Svenska Vetensk. Akad. Handl. **29**: 250. 1768.

(2) Fries, E., Syst. orbis vegetabil. I: 317—318, Lundae, 1825.

(3) Unger, F., Über Lanosa nivalis Fr. Bot. Zeit. **2**: 569—575, 1844.

(4) Fuckel, L., Symbolae mycologicae, S. 370, 1869.

(5) Pokorny, A., Notiz über das diesjährige massenhafte Auftreten des Schneeschimmels (Lanosa nivalis Fr.) im Wiener Stadtpark. Verh. K. K. zool. bot. Ges. in Wien **15**: 281—286, 1865.

(6) Sorauer, P., Der Schneeschimmel. Z. Pflanzenkrk. **11**: 217—228, 1901. — Über den Schneeschimmel. Mitt. D. Landw. Ges. **16**: 93—95, 1901. — Über Frostbeschädigungen am Getreide und damit in Verbindung stehende Pilzkrankheiten. Landw. Jahrb. **32**: 1—68, 1903.

(7) Hiltner, L. u. Ihssen, G., Über das schlechte Auflaufen u. die Auswinterung

des Getreides infolge Befalls des Saatguts durch Fusarium. Landw. Jahrb. Bayern I: 20—60, 231—278, 1911.

(8) Schaffnit, E., Der Schneeschimmel und die übrigen durch *Fusarium nivale* ces. hervorgerufenen Krankheitserscheinungen des Getreides. Landw. Jahrb. **43**: 521—648, 1913.

(9) Schaffnit, E. und Volk, A., Über die Roggenfusariose und ihre Bekämpfung durch die „Trockenbeize". Z. f. Pflanzenkrkh. **36**: 42—52, 1926.

(10) Schaffnit, E. und Meyer-Hermann, K., Über den Einfluß der Bodenreaktion auf die Lebensweise von Pilzparasiten und das Verhalten ihrer Wirtspflanzen. Phytopathol. Zeitschr. **2**: 99—166, 1930.

(11) Bennett, F. T., Fusarium species on British cereals. Fusarium nivale (Fr.) Ces. (= ? Calonectria graminicola [Berk. et Br.] Wr.). Ann. of Appl. Biol. **20**: 272—290, 1933.

(12) Atanasoff, D., Fusarium blight of the cereal crops. Meded. Landbouwhoogeschool, Wageningen **27**: 1—132, 1923.

(13) Riehm, E., Der Schneeschimmel. Flugblatt 80, Biol. Reichsanst. f. Land- und Forstwirtschaft 1929 (vierte Auflage). — Siehe auch Deutscher Pflanzenschutzdienst: Mittel für Saatgutbeizung. Merkblatt 7 (9. Aufl.), Aug. 1933.

(14) Lindfors, T., Studier över Fusarioser I. Snömögel och strafusarios. Medd. 203 (Centralanst. Försöksv. Jordbr. Bot. Avd. 19, 50 S. 1920). III. De senaste årens försök med betning mot snömögel. Kungl. Landtbr. Akad. Handl. och Tidskr. **63**: 211—223, 1923. — Einige Kulturversuche mit Fusarium-Arten in Nährlösungen von verschiedener Wasserstoffionenkonzentration. Bot. Not. 1924: 161—171, 1924. — Betning av varutsädet. Landtmannen **9**: 133—135, 1926.

(15) Winkelmann, A., Erprobte Mittel gegen Pilzkrankheiten. Flugblatt 74, Biol. Reichsanst. f. Land- u. Forstwirtschaft, 1934 (7. Auflage).

Sellerie s. ***Apium.***

Sesamum, Sesam.

Welke. Indischer Sesam *(Sesamum indicum = S. orientale)* wird in Turkestan = Uzbekistan (1—3), Indien 4) und Japan (5) von wahrscheinlich ein und derselben Welkekrankheit heimgesucht. Während sie bei jungen Sämlingen jähes Absterben unter Erscheinungen wie bei einer sogenannten „Umfallkrankheit" bewirkt, tritt sie bei schleichendem Verlauf an älteren Pflanzen als gefäßparasitäre Welke mit den bekannten Merkmalen, Hinwelken und Gefäßbräune auf. — Erreger: *Fusarium vasinfectum* (Cajanus) und *F. vasinfectum v. sesami* (3), welcher Pilz vielleicht zum Formenkreise der Spezies gehört. Die Welkeerreger von Baumwolle, Katjangstrauch *(Cajanus)* und Sesamum in Indien dürften nach Butler (4) am besten als Formen (strains des *F. vasinfectum* Atk. aufgefaßt werden. Infektionsversuche (4) mit dem *Sesamum-Fusarium* verliefen positiv. Die in Töpfen mit künstlich verseuchter Erde gezogenen Sämlinge wurden sehr bald krank, wurzelhalsfaul, welk, fielen um und starben ab. In ältere Pflanzen dringt der Pilz wahrscheinlich durch die feineren Wurzeln ein und arbeitet sich in den Gefäßbündeln hoch. Ob der Pilz nur Sesamum befällt oder auch auf andere Pflanzengattungen überzugehen vermag, bleibt zu klären. — Bekämpfung: Falls es gelänge, resistente Sorten durch Auswahl oder Züchtung zu gewinnen, würde sich die Welke hierdurch am sichersten in Schach halten lassen. Einstweilen ist man auf Verwendung gesunder Saat, weitschichtigen Fruchtwechsel und Bevorzugung krankheitsfreier Böden angewiesen.

(1) Jaczewski, A. von, Über das Vorkommen von *Neocosmospora vasinfecta* Erw. Smith auf *Sesamum orientale*. Annal. mycol. I, 31—32, 1903.
(2) Bessey, E. A., Über die Bedingungen der Farbbildung bei *Fusarium*. Flora 93: 301—334, 1904.
(3) Zaprometoff, N. G. (Material zur Pilzflora Zentralasiens. Teil I, Flugbl. der Uzbekistan. Pflanzenschutz-Vers. Sta. Taschkent, 36 Seiten, 1926 [russisch]).
(4) Butler, E. J., The wilt diseases of cotton and sesamum in India. Agr. Journ. of India 21: 268—273, 1926.
(5) Terui,M., On the occurrence of the wilt disease of Sesame in Japan. Trans. Sapporo Nat. Hist. Soc. 13: 225—226, 1934.

Sojabohne s. ***Glycine.***

Solanum tuberosum, Kartoffel.

Vier wichtige, durch je einen Erreger gekennzeichnete Fusariosen, nämlich 1. Welke, Welkekrankheit mit Ringbräune; 2. Fußkrankheit und Nabelendfäule; 3. Freiland-Schwarzfäule und gallertige Nabelendfäule; 4. Pulverige Trockenfäule; und außerdem verschiedene Lagerfäule-Fusariosen.

Abb. 77. Kartoffel-Welkekrankheit (Erreger: *Fusarium oxysporum* f. 1) in der letzten Stufe des Befalls. Die Stengel liegen danieder, und das Laub ist verdorrt. (Nach E. F. Smith und D. B. Swingle)

Welke, Welkekrankheit mit **Ringbräune** und **Knollenfäule.** Eine gefäßparasitäre Welke mit dem Hauptsitz in unterirdischen Teilen und Wurzelstock der Kartoffel. Verbreitung in Ländern mit jäh auftretenden Hitzewellen, insbesondere in den Vereinigten Staa-

ten (1—9), aber auch in Kanada, auf den Bermuda-Inseln, ferner in Europa, Südafrika, Indien und Australien (10). Verluste von 5—10% der Ernte, auf kleineren stark verseuchten Flächen bis 30% und mehr. In der Wachstumszeit bleiben früh befallene Pflanzen klein, der Feldbestand ist ungleich und lückig. Die Stauden welken, oft an einer Seite anfangend, das Laub vergilbt, schrumpft, und die Pflanzen gehen vorzeitig ein (Abb. 77). Beim Durchschneiden der Hauptachse am Wurzelhals sieht man die Gefäßbündel gebräunt. Nach oben zu verliert sich diese Verfärbung, nach unten läßt sie sich bis in die feineren Wurzeln verfolgen sowie durch den Knollenträger bis ins Ansatzende der Knolle. An dieser Stelle (Nabel) schrumpft die Kartoffel nach der Ernte, zeigt Schrumpfringe um den Nabel, der unvollständig verkorkt und bei leichter Erkrankung nur etwas dunkler gebräunt und mehr eingesunken erscheint als bei gesunden Knollen. Innen wird je nach Befall eine mehr oder minder geschlossene Bräune des im Querschnitt erkennbaren Gefäßringes (daher der Name Ringbräune) sichtbar (Abb. 78); auf Längsschnitten bildet die Bräune einen spitzen, mit dem Scheitel gegen den Nabel gerichteten, von hellem, gesundem Gewebe beiderseits umschlossenen, selten mehr als ein Drittel der Knolle durchziehenden Winkel. Das Übel dringt in den Gefäßen während der Winterruhe bis zu den Augen vor, bereit, mit der Setzknolle verschleppt, nach dem Auspflanzen die jungen Keime und Wurzeln zu bespinnen und neues Unheil anzurichten. — Erreger: *Fusarium oxysporum* f. 1, vorwiegend gefäßparasitär, in der Knolle überwinternd, ohne bei normaler Aufbewahrung Fäule zu erzeugen (Abb. 79). Der thermophile, bei 25—30° (Min. 5°, Max. 38°) C. (6) gedeihende, gegen Bodensäure ziemlich unempfindliche Pilz ist im allgemeinen ein schwacher Parasit. Er stiftet jedoch unter Bedingungen, die der Kartoffel ungünstig sind, in feuchtwarmen Sommern bisweilen großen Schaden. Hohe Luft- und Bodenfeuchtigkeit erleichtern sein Eindringen ins Wurzelsystem. Bodentrockenheit und anhaltende Hitze beschleunigen Welken und Verfall der Pflanze. Bei 16° C, verläuft die Infection langsamer als bei optimaler Bodenwärme 25—30°. Der Pilz durchwächst die der Wasserbewegung in der Pflanze dienenden Leitbahnen. Den Wasser-

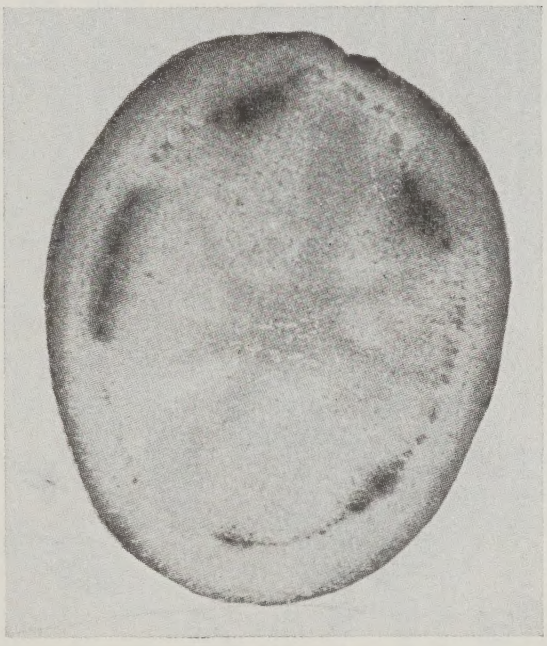

Abb. 78. Kartoffel-Welkekrankheit (Erreger: *Fusarium oxysporum* f. 1) mit im Querschnitt sichtbarer Verfärbung von Gruppen des Gefäßringes infolge Infektion mit dem Schadpilze. (Nach E. F. Smith und D. B. Swingle)

haushalt stört er jedoch weniger mechanisch durch Verstopfen der Gefäße mit Myzel als durch chemische Einflüsse, giftige Ausscheidungen (etwa ein Alkaloid, Toxin oder Enzym) (5). Früh befallene Pflanzen setzen nur wenige kleinbleibende Knollen an. Spät angegriffene Stauden tragen reichlich, welken bei kühlem Herbstwetter nicht vorzeitig, sondern reifen wie gesunde Pflanzen ab und können äußerlich scheinbar gesunde, große, aber innerlich kranke, ringbraune Knollen entwickeln. Geraten letztere ins Saatgut, so übertragen sie die Welke ins nächste Anbaujahr. — Bekämpfung: Vorbeugend

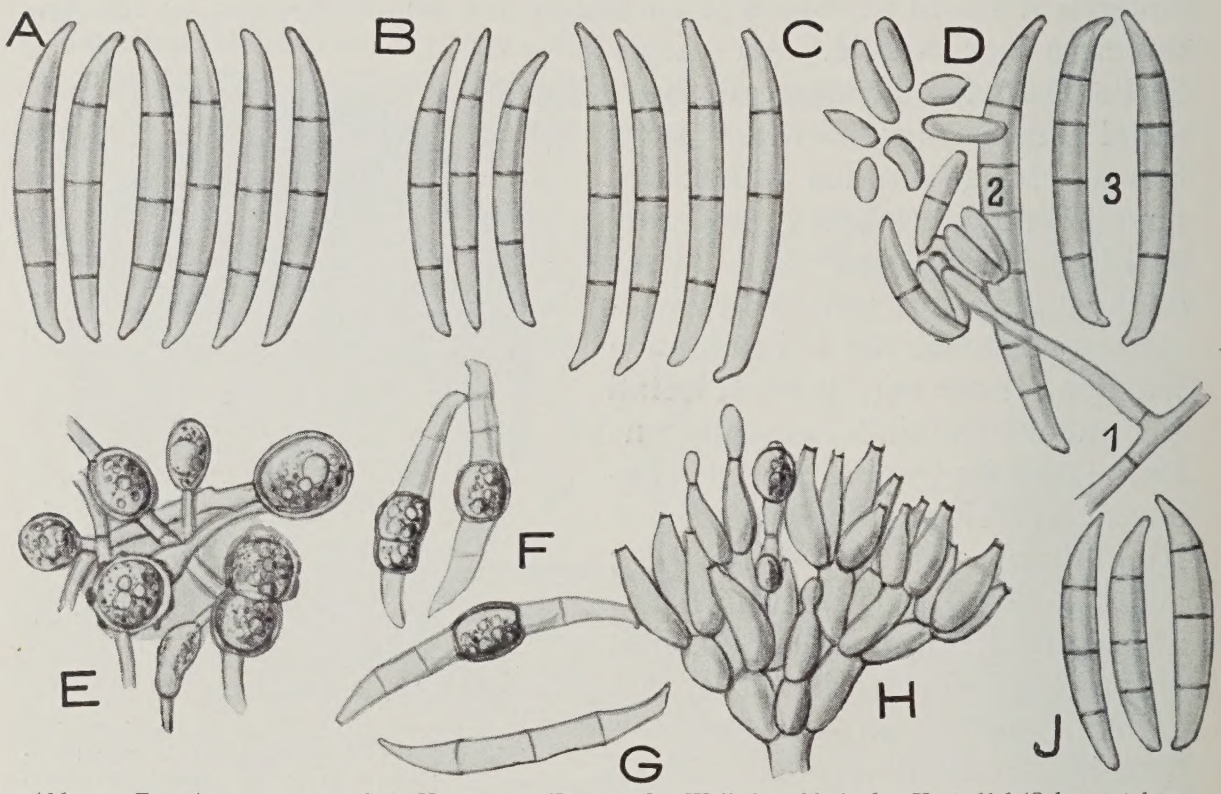

Abb. 79. *Fusarium oxysporum* f. 1. Vergr. 900. Erreger der Welkekrankheit der Kartoffel *(Solanum tuberosum)*, isoliert aus dem verfärbten Gefäßringe einer äußerlich gesund aussehenden Knolle aus Ogden, Utah. A. Normale dorsiventrale Sporodochium-Konidien; B. schmalere Konidien der Trockenstufe; C. schlankere, im mittleren Verlaufe fast zylindrische Konidien; D. 1 Mikrokonidien-Entwicklung in falschen Köpfchen; 2 ausgesucht große, sechs-septierte Konidie; 3 zwei vier-septierte Konidien; E. Chlamydosporen; F. Konidio-Chlamydosporen; G. alte Konidienhülle mit etwas ringartig vortretenden und Einschnürungen zwischen den Septen; H. Teil eines Sporodochiums mit mehrfach wirteliger Verzweigung und beginnender Chlamydosporenentwicklung; J. gedrungene Konidien von einem auf spangrünem sklerotialen Stroma entstandenen schleimigen Sporenballen

wirkende Maßnahmen sind: Aussetzen des Kartoffelbaues auf verseuchten Äckern für 5—6 Jahre oder länger, weitschichtiger Fruchtwechsel vorzugsweise mit Getreide; Verwendung anerkannten Saatgutes von gesunden Feldern; Ausschaltung welkekranker Pflanzen und ihrer etwa schon gefährdeten Nachbarstauden während der Wachstumszeit, Massenauslese und Nachbau der gesundesten Stauden; kühle (möglichst unter 8° C), trockene Lagerung von Erntegut und Vorräten bei reichlicher Lüftung. Kellerräume, durch die schlecht isolierte Heizrohre gehen, sind zur Aufbewahrung von Speisekartoffeln ungeeignet, da die Kartoffeln zu warm liegen, vorzeitig keimen und schnell faulen. Der Pilz wächst zwar bei 9° kaum noch, bei 10—12°

langsam, wird jedoch bei 16° besonders bei hoher Luftfeuchtigkeit zum Fäulniserreger und kann von 25° C Wärme aufwärts in sechs Wochen befallene Knollen völlig verderben. Hiergegen sichert man das durch fleißiges Verlesen von kranken Knollen gesäuberte Lagergut durch rechtzeitiges Lüften zu warmer und zu feuchter Vorratsräume.

(1) Smith, E. F. and Swingle, D. B., The dry rot of potatoes due to Fusarium oxysporum. U. S. Dept. Agr. Bull. 55, 1904.

(2) Manns, T. F., The Fusarium blight (wilt) and dry rot of the potato. Ohio Agr. Exp. Sta. Bull. 229, 1911.

(3) Wollenweber, H. W., Studies on the Fusarium problem. Phytopathology 3: 24—50, 1913.

(4) Carpenter, C. W., Some potato tuber-rots caused by species of Fusarium. Journ. Agr. Research 5: 183—209, 1915.

(5) Young, H. C. and Bennett, C. W., Studies in parasitism. I. Toxic substances produced by fungi. Twenty second Rept. Michigan Acad. Sci. 1920 p. 205—208, 1921. Dieselben, Studies in parasitism in the Fusarium group. Abs. in Phytopathology **11**: 56, 1921.

(6) Goß, R. W., Temperature and humidity studies of some Fusaria rots of the Irish potato. Journ. Agr. Research **22**: 65—80, 1921. — Relation of environment and other factors to potato wilt caused by F. oxysporum. Nebraska Agr. Exp. Sta. Res. Bull. **23**: 1923. — Potato wilt and stem-end rot caused by Fusarium eumartii. Ebenda, Res. Bull. **27**: 1924.

(7) McKay, M. B., Transmission of some wilt diseases in seed potatoes. Journ. Agr. Research **21**: 821—848, 1921.

(8) Mac Millan, H. G. and Meckstroth, G. A., The critical temperature for infection of the potato seed piece by F. oxysporum. Journ. Agr. Res. **31**: 917—921, 1925.

(9) Morris, H. E., Field wilt (Fusarium) of potatoes. Montana Agr. Exp. Sta. Bull. 184, 1926.

(10) Pittman, H. A., Potato diseases in Western Australia. Journ. Dept. Agr. West. Australia **6**: 246—256, 1929.

Wurzelfäule und **Nabelendfäule.** Sie bewirkt im Gegensatz zur echten Welke, die chronisch verläuft, ein schlagartiger einsetzendes Absterben durch Faulen des Wurzelstockes und Stengelgrundes der Kartoffelpflanze. Diese nicht gefäßparasitäre Welke mit Trockenfäule der Knolle im Gefolge ist bisher nur aus den Vereinigten Staaten (1 bis 3) bekannt. Bei starkem Befall können über die Hälfte der Pflanzen eines Bestandes erkranken und beträchtliche Verluste auch im Wintervorrat entstehen, wenn äußerlich gesunde, aber innerlich kranke Kartoffeln von verseuchten Feldern eingelagert werden, zumal in Kellern und Mieten meist noch andere Fusariosen hinzutreten. Zuerst werden an den Blättern infizierter Kartoffelpflanzen fahlgrüne Flecken auf der Blattspreite sichtbar, später kommen Bronzefärbungen hinzu, bei Dürre auch ein Vergilben des Laubes, das vorzeitig abgestoßen wird. Merkmale wie Blattrollungen und Zwergwüchsigkeit (Rosette), die bei Nässe hinzutreten können, sind wohl weniger typisch. Wurzelfasern und Seitenwurzeln sterben ab. Bei Trockenheit werden sie brüchig, bei Nässe platzt die Rinde oft ab. Innerlich läßt sich eine Zerstörung mit Braunfärbungen in Mark und Rinde am Stengelgrunde feststellen. Auch die Gefäßbündel werden braun, und diese Verfärbung läßt sich über den eigentlichen

Sitz dieser Fußkrankheit hinaus aufwärts bis in die oberen Stengelknoten und Blätter verfolgen (Abb. 80). Kranke Knollen zeigen am Nabelende Einschrumpfungen mit eingesunkenen, von Ringzonen umgebenen Stellen, innerlich verschiedenartige, bisweilen auf die ganze Knolle übergreifende Braunfärbungen besonders in der Gefäßringzone, umgeben von einem wässerigen, etwas helleren Hof von 5—10 mm Ausdehnung ins Nachbargewebe. — Erreger: *Fusarium solani v. eumartii* (1). Der Pilz läßt sich leichter in der Wurzel als in der Knolle und nur selten in Stengelteilen nachweisen. Die gebräunten Gefäßbündel oberirdischer Teile sind also meist pilzfrei, und die Verfärbung entsteht nachträglich durch vom Wurzelstock aufsteigende Pilzgifte. Die Krankheit läßt sich durch Boden-, Knollen-, Wurzel- und Stengel-Infektion künstlich herbeiführen unter optimalen Wärmebedingungen bei 20—25° C., leichter Befall noch bei 12° und kein Befall bei Wärmegraden über 30° C. Sie ist ziemlich unabhängig von wechselnder Bodenfeuchtigkeit, wenn auch die Pflanzen bei Dürre schneller absterben als bei feuchtem Wetter. In Kultur gedeiht der Pilz bei 25° (Min. 5, Max. 33°) C und ist gegenüber gewissen Reaktionsänderungen (P_h = 4,5 bis 8,5) unempfindlich. In der Natur dringt er meist vom Boden aus durch die Wurzel in die Pflanze ein, doch finden später auch Ansteckungen von Pflanze zu Pflanze statt. Der Pilz überwintert im Boden wie in Lagerknollen. — Bekämpfung: „Bliss Triumph" zeigt sich weniger anfällig als Sorten wie „Irish Cobbler und Early Ohio" (2). Knollenbeize ist zwecklos gegenüber einem im Boden heimischen Erreger wie *F. solani v. eumartii*, denn in stark verseuchten Gebieten Nebraskas wiesen selbst auf Neuland die Ernten trotz Verwendung gesunder Saatknollen bisweilen 30% Befall auf. Man kann die Krankheit nur durch Verwendung gesunder Kartoffeln auf unverseuchten Böden verhüten. Die Wirksamkeit eines Fruchtwechsels ist von Fall zu Fall zu prüfen und wahrscheinlich mehr von der Wahl geeigneter Feldfrüchte als von der Länge der Zeit bis zur Wiederkehr von Kartoffel abhängig.

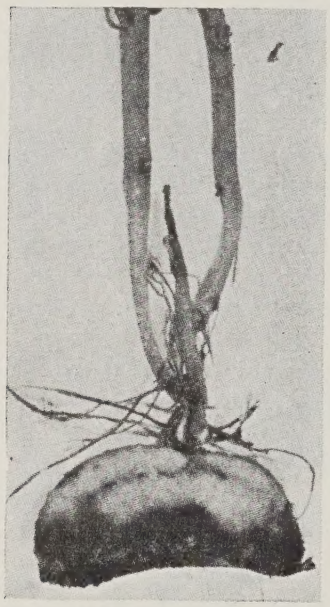

Abb. 80. Kartoffel-Welke und -Nabelendfäule der Kartoffel durch *Fusarium solani* v. *eumartii* mittels Infektion vom Boden aus erzielt. Die Wurzeln der infizierten Kartoffel werden fast völlig zerstört, und die Knollen fallen der Zersetzung ebenfalls anheim. Eine Verfärbung des Gefäßringes der Knolle kann als Begleitmerkmal auftreten. (Nach Goss)

(1) Carpenter, C. W., Some potato tuber-rots caused by species of Fusarium. Journ. Agr. Research 5: 183—209, 1915.

(2) Goß, R. W., Potato wilt and stem-end rot caused by Fusarium eumartii. Nebraska Agr. Exp. Sta. Res. Bull. **27**: 1924. — Two important groups of Nebraska potato diseases. I. Potato wilt and tuber rots. II. "Run out" potatoes caused by degeneration diseases. Nebraska Agr. Coll. Extern. Circ. 1256, 1925. — Varietal susceptibility of Potatoes to Fusarium wilt and stem-end rot. Phytopathology **18**: 307—309, 1928.

(3) Haskell, R. J., A Fusarium tuber and stem rot of potato. Abs. in Phytopathology 6: 106, 1916. Potato wilt and tuber rot caused by Fusarium eumartii. Phytopathology 6: 321—327, 1916.

Freiland-Schwarzfäule und **gallertige Nabelendfäule.** An der Knolle der wachsenden Kartoffelpflanze auftretend und zwar entweder als Schwarzfäule insbesondere bei „Idaho Rural, Pearl" und anderen rundknolligen Sorten oder als gallertige Nabelendfäule z. B. an der „Burbank"-Sortengruppe. Außer geringen Vorkommens in Indien hauptsächlich in Nordamerika (U. S. A.) in Wüstenboden mit Trockenfarm-Landwirtschaft (z. B. Süd-Idaho), Californien usw. verbreitet. Bei Schwarzfäule werden befallene Knollenteile schnell dunkelbraun bis schwarz und trockenfaul, bei gallertiger Nabelendfäule wenig gebräunt und weichfaul. Schwarzfäule dringt häufiger vom Nabelende als von Lentizellen und „Augen" aus vorwärts. Bei Trockenheit sinken die Befallsflecken napfartig ein, auch das Nabelende schrumpft. Die Schwarzfärbung geht mit der Knollenreife in Sepiabraun über und stößt vom eigentlichen Nabelendfaulherde aus oft in den Gefäßbündeln weit ins Knolleninnere vor. Bei starkem Befall läßt sich die Rindenschicht wegbrechen und dadurch das Netzwerk der verfärbten und abgetöteten Leitbahnen freilegen. Von Lentizellen aus schreitet der Befall dagegen mehr oberflächlich, kreisförmig als tiefgreifend fort, während er von „Augen" aus zwar die nächsten schwachen Leitbündel noch ergreift, das Hauptleitbahnnetz im Innern aber meist verschont. Bei der gallertigen Nabelendfäule wird die wachsende Knolle vom Stolo aus krank (Abb. 81). Alle Gewebe, zuerst vielleicht die Leitbahnen werden betroffen. Die Verfärbung bleibt schwach und dringt nicht über den Faulherd des Nabelendes hinaus. Die Nabelzone trocknet später ein, wird zunderig, löst sich ab oder zerknittert, und das Faulfleisch wird zäh gallertig. Lentizellen- und „Augen"-Infektionen sind hier seltener. — Erreger: *Fusarium javanicum v. radicicola* bei beiden Krankheitsformen (Abb. 29). Der Pilz ist anscheinend in Unland der Wüstenböden in den westlichen Verein. Staaten heimisch, da nämlich der Anbau gesunder oder durch Beizen von Krankheitskeimen befreiter Kartoffeln auf Böden

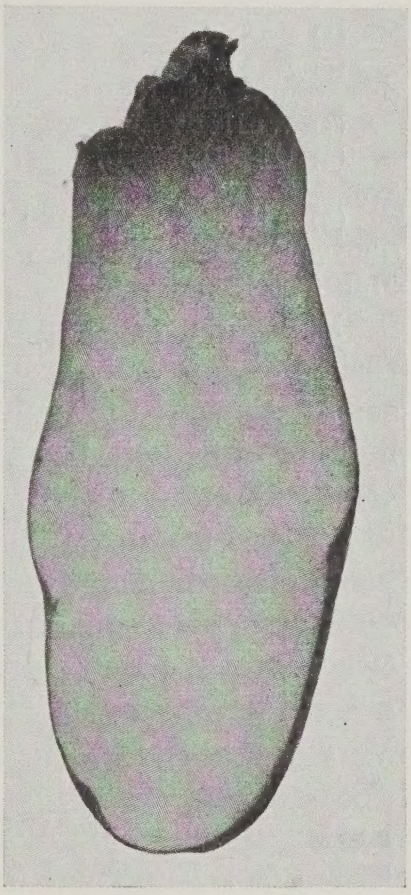

Abb. 81. Gallertige Nabelendfäule der Kartoffel durch *Fusarium javanicum* v. *radicicola*. Knollen-Längsschnitt der Sorte „Netted Gem". (Nach Pratt)

daselbst, die nie vorher in Kultur genommen waren, zu stark schwarzfaulen Knollenernten führte. In hoher Kultur stehende Böden weisen weniger Befall auf als Neuland. Da bei kühler (unter 10° C) Lagerung die Fäulnis nicht fortschreitet, aber schwach innerlich kranke Knollen ins Pflanzgut geraten können, wird die Krankheit leicht auf unverseuchte Felder verschleppt. — Bekämpfung: Durch Beschränkung des Kartoffelbaues auf unverseuchte Böden, Auswahl geeigneter Sorten und weitschichtigen Fruchtwechsel mit Getreide und anderen Nutzpflanzen.

(1) Carpenter, C. W., Journ. Agr. Res. 5: 183—209, 1915.
(2) Pratt, O. A., A western fieldrot of the Irish potato tuber caused by F. radicicola. Journ. Agr. Res. 6: 297—309, 1916. Ebenda 13: 73—99, 1918.
(3) Wollenweber, H. W., Journ. Agr. Res. 2: 257, 1914.
(4) Uppal, B. N., Ann. Rept. Dept. Agr. Bombay Presidency f. 1927/28 p. 203—206, 1929.
(5) Ajrekar, S. L. and Kamat, M. N., The relationship of the species of Fusarium causing wilt and dry rot of potatoes in Western India. Agric. Journ. of India, 18: 515—520, 1923.

Pulverige Trockenfäule. Eine durch dunkel kaffeebraune, mit rosig-weißem Pulver auf der Schale bedeckte Faulflecken gekennzeichnete Kartoffelfäule, in Nordamerika weit verbreitet, hauptsächlich in künstlich bewässerten ariden und semiariden Gebieten der westlichen und mittelwestlichen Vereinigten Staaten (1—3) außerdem in Kanada (4) und England. Mit kranken Setzknollen leicht auch über ihren eigentlichen Bereich hinaus verschleppt. Auf dem Felde meist ohne auffällige äußere Staudenmerkmale; nur bei starkem Befall unter feuchtwarmen Bedingungen kümmern und welken die Pflanzen und zeigen schwärzliche, etwas eingesunkene Faulstellen an der Knolle. Verluste von 10% bei der Ernte sind häufig; schnelleres Umsichgreifen der Fäule im Winterlager, insbesondere bei feuchtwarmer Luft vermehrt die Verluste bisweilen auf 30—50% der Ernte. — Erreger: *Fusarium trichothecioides* (1, 2). Bei Feuchtigkeit sprießt dieser nur von Kartoffel bekannte Pilz als heller im Licht rosigweiß werdender Schimmel mit pulverig eingestreutem Sporenstaub aus den Faulstellen der Knolle hervor. Trocknet das Faulfleisch aus, so hinterläßt es im Innern mit pulverigem Schimmelbesatz ausgekleidete Höhlungen (Abb. 82). In trockenerer Luft schrumpfen die Knollen ein und mumifizieren. Wie bei den meisten Fusarien handelt es sich auch hier um einen Wundparasiten, der unter optimalen Bedingungen bei feuchter Wärme auch gelegentlich durch die unverletzte Schale einzudringen vermag. Von 2° abwärts wächst er nicht mehr; er gedeiht bei Zimmerwärme, 25° (Max. 30, Min. 5°) C, kann bei 5° noch etwas Fäule erregen (5), reicht also mit seinem Minimum etwas tiefer als die unter 1. bis 3. beschriebenen Fusariosen. Leichter Befall am Nabelende, einer häufigen Niststätte des Pilzes, wird leicht übersehen, mag sich auch weder im Lager noch im nächsten Anbaujahre schädlich auswirken, begünstigt aber Verschleppungen auf unverseuchte Äcker

mit Pflanzgut. — Bekämpfung: Durch Einschränkung des Anbaues anfälliger Sorten (Early Rose, Early Ohio, Early Acme, Early Breakfast, auch Blue Victor, Green Mountain), unter denen viele Frühkartoffeln sind, auf verseuchten Böden; trockene, luftige, kühle (2—5° C) Lagerung und sanitäre Maßnahmen. Unter ungünstigen Lagerbedingungen gehaltenes, nicht ganz einwandfreies Pflanzgut läßt sich durch unmittelbar nach der Ernte vorgenommenes Beizen in Formalin (1 l je 240 l Wasser) oder Sublimat (1 g je Liter Wasser) gegen Befall oder Ansteckung schützen.

(1) Jamieson, C. O. and Wollenweber, H. W., An external dry rot of potato tubers caused by Fusarium trichothecioides Wr. Journ. Washington Acad, Sci. **2**: 146—152, 1912.

(2) Wilcox, E. M., Link, G. K. K. and Pool (Venus, W.), A dry rot of the Irish potato tuber. Nebraska Agr. Exp. Sta. Research Bull. 1, 88 p., 1913.

(3) Pratt, O. A., Control of the powdery dryrot of potatoes caused by Fusarium trichothecioides. Journ. Agr. Research **6**: 817—832, 1916. Soil fungi in relation to diseases of the Irish potato in southern Idaho, ebenda **13**: 73—99, 1918.

(4) Eastham, J. W., Some potato disease problems in British Columbia. Scient. Agr. **4**: 89—94, 1923.

(5) Sanford, G. B., Potato diseases. Alberta Agr. Col. Bull. **5**: 34 p., 1924.

(6) Goss, R. W., Temperature and humidity studies of some Fusaria rots of the Irish potato. Jour. Agr. Research **22**: 65—80, 1921.

Lagerfäule der Kartoffel (1—6). Im Winterlager sind verschiedene Fusariosen von ökonomischer Bedeutung und in allen Weltteilen mit Kartoffelbau bekannt. Ernteverluste von 4—5% treten auf besonders bei verweichlichten, zu warm lagernden Kartoffeln, in warmen Ländern mehr als in kühleren. Knollen, die schon an *Phytophthora infestans*, dem gefährlichsten Erreger von Kraut- und Knollenfäule, Bakteriosen usw. erkrankt sind, fallen einer Fusarium-Infektion besonders leicht zum Opfer und zwar schon auf dem Felde, wo sie Ansteckungen bewirken, die im Lager zum Ausbruch kommen. Im Winterlager muß man also mit Nachwirkungen im Freiland erworbener Kartoffelkrankheiten, Bakteriosen und Fusariosen, ebenso rechnen wie mit eingeschleppten primären Fäulniserregern, die der wachsenden Pflanze nichts anhaben können, sondern erst nach der Ernte die eingelagerten Vorräte verderben. — Erreger: *Fusarium coeruleum* (blaue Spindelwarze) (Abb. 30), nur von Kartoffel bekannt, in allen Kartoffelbau treibenden Ländern verbreitet. Starke Angriffe im Winterlager bei 15—28 (Max. 30, Min. 3—7)° C. besonders in Gegenwart relativ feuchter (50—80%), geschlossener Luft. Bei warmer Aufbewahrung faulen die Knollen schneller als bei kühlerer. Das Faulfleisch wird dunkelbraun, wird aber nicht weich. Im Innern bilden sich verpilzte Hohlräume mit weißlich-bläulichem Luftmyzel und bisweilen blauschwarzer lederiger Pilzkruste als Auskleidung der Höhlen (Abb. 82). Auf der Schale entstehen helle, rosig- oder gelblich-weiße, gallertige, häufig blaufleckige oder spangrün angelaufene Warzen. Die Knollen werden mit zunehmender Einschrumpfung trocken und steinhart. Unangenehme, widrige Modergerüche werden nur bei Hinzutritt von

Spaltpilzen wahrgenommen bei Knollen, die dann erweichen (bakterielle Naßfäule). Auch verschiedene Fusarien treten als sekundäre Einwanderer auf, während sie gewöhnlich harmlos sind und selbst von Wunden aus nicht angreifen können. Hierzu gehören verbreitete

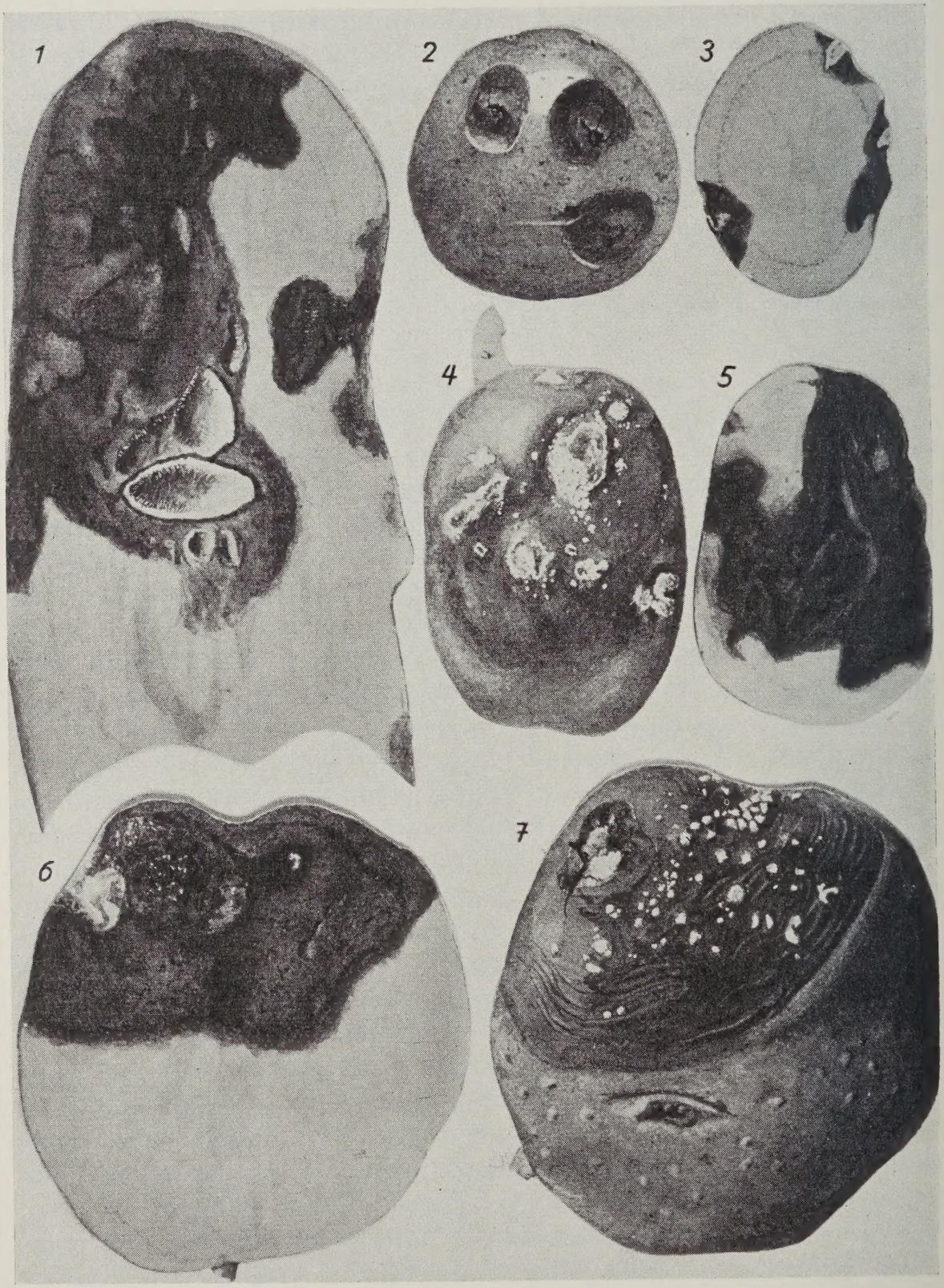

Abb. 82. Pulverige Trockenfäule und Lagerfäule der Kartoffel durch künstliche Impfversuche: Fig. 1—5 *Fusarium trichothecioides*; Fig. 6—7, *Fusarium coeruleum*

kosmopolitische Bodenbewohner wie *Fusarium solani* mit Varietäten (*v. minus*, *v. Martii* und *v. Martii* f. 1) (Abb. 30, 31), während *F. solani v. striatum* auch selbständig Knollenfäule erzeugt, bei der das faule Gewebe hellbraun und streifig abgesetzt erscheint. Andere echte Fäulniserreger sind: *Fusarium sambucinum* f. 6, das eine braune Trockenfäule und Hohlräume mit weißgelblichem Luftmyzel und lederbrauner, Kruste bildet; *F. avenaceum*, ein Pilz weitester Verbreitung an Obst, Halmfrüchten, Kräutern usw., der Knollenfäule mit braunem Faulfleisch, rosa- bis karminrotem Schimmel in Hohlräumen und orangefarbigen Warzen (Sporenlagern) auf der Schale erzeugt; *F. orthoceras* mit *v. longius*, die in der Natur am Wurzelsystem sonst gesunder Kartoffeln, wie auch auf anderen Pflanzen und im Boden leben; *F. oxysporum*-Formen, *F. oxysporum v. aurantiacum* und *F. vasinfectum v. lutulatum*, die ebenfalls nicht ausschließlich Kartoffelbewohner sind. Sie sind teils in Amerika, teils in Europa oder anderen Weltteilen als Fäulniserreger gelegentlich festgestellt, stehen dem Erreger der Welkekrankheit nahe und dringen meist vom Stolo aus durch das Nabelende ins Innere der Knolle, vorzugsweise von den Leitbahnen aus, die auch das Merkmal der Gefäßringbräune häufig aufweisen. Die Lagerfäule wird anscheinend durch Überdüngung mit Stickstoff und durch Kalimangel begünstigt, während Phosphate z. B. Kaliumphosphat die Widerstandskraft der Kartoffel gegen Fäulnis erhöhen sollen. — Bekämpfung: Durch Vermeiden übermäßiger Düngung mit Stickstoff unter richtiger Abstimmung der Zufuhr künstlicher Dungstoffe überhaupt zugunsten genügender Erträge wohlschmeckender, lagerfester, haltbarer Speisekartoffeln und ertragstreuen, gegen Entartung gefeiten Pflanzgutes; kühle, luftige Lagerung möglichst unter Keimungstemperatur (8° C), Reinhaltung von Kellern und Lagerhäusern, wenn nötig Desinfektion der Räume vor Einlagerung der Vorräte mit Kupfervitriol oder Formalin (1,2 kg je 100 l Wasser) bzw. Formaldehyd im Begasungsverfahren; sorgfältiges Verlesen, Vorsicht beim Ernten, Verladen und Versand, um Beschädigungen zu verhüten, und Einschränkung des Anbaues empfindlicher Sorten (Up-to-Date, Magnum bonum, Early Rose, Frühe Rose usw.).

(1) Weiß, F., Lauritzen, J. I. and Brierley, P., Factors in the inception and development of Fusarium rot in stored potatoes. U. S. Dept. Agr. Techn. Bull. **62**: 1928.

(2) Wollenweber, H. W., Studies on the Fusarium problem. Phytopathology **3**: 24—25, 1913. Krankheiten und Beschädigungen der Kartoffel-Arb. Forschungsinst. für Kartoffelbau. **7**: 56 Seiten, 1923.

(3) Carpenter, C. W., Some potato tuber-rots caused by species of Fusarium. Jour. Agr. Research **5**: 183—209, 1915.

(4) Sherbakoff, C. D., Fusaria of Potatoes. Cornell Univ. Agr. Exp. Sta. Memoir No. 6, pp. 89—270, 1915.

(5) Link, G. K. K. and Ramsey, G. B., Market diseases of fruits and vegetables. Potatoes. U. S. Dept. Agr. Miscellaneous Publ. No. 98: 1—63, 1932.

(6) Fehmi, S., Beiträge zur Kenntnis der Wechselbeziehungen zwischen Kulturpflanzen, ihren Parasiten und der Umwelt. (5. Mitteilung.) Untersuchungen über den

Einfluß der Ernährung auf die Empfänglichkeit der Kartoffelknolle für Lagerparasiten und die Änderungen des enzymatischen Stoffwechselverlaufes während der Lagerung. Phytopath. Zeitschr. 6: 543—588, 1933.

Sommeraster s. ***Callistephus.***

Spanischer Pfeffer s. ***Capsicum.***

Spargel s. ***Asparagus***

Spinacia oleracea, Spinat.

Welke. Ernstliche Schäden durch Welkekrankheit treten bei dieser wichtigen Gemüsepflanze in Idaho und Texas (U. S. A.) (1—3) auf, vor allem bei später Aussaat, wenn die Hitze schon zu stark geworden ist. Die Verluste können zwischen 20 und 70% schwanken (2, 3). Die Krankheit zeigt sich, wenn die Sämlinge noch sehr klein sind. Äußerlich erkennt man die befallenen Pflanzen an dem fahleren Blattgrün, an Blattrandeinrollungen, Welkeerscheinungen und frühem Absterben. Die Wurzeln werden meist völlig zerstört, so daß man die Sämlinge leicht aus dem Boden herausziehen kann. Die Gefäßbündel in Hauptwurzel und Wurzelhals sind verfärbt und erweisen sich als verpilzt. — Erreger: *Fusarium spinaciae* (1). Durch Infektionsversuche gelang der Nachweis des Pilzes als Ursache der Welke. Der Pilz steht *F. redolens* sehr nahe. Von anderer Seite (2) wird *Fusarium solani* als Erreger angegeben. Es ist danach durchaus möglich, daß außer der echten Welke noch eine Fußkrankheit vorkommt. Auch dieser Pilz erwies sich im Infektionsversuch als pathogen und zwar nicht nur der Spinatpilz, sondern auch eine Isolierung des *F. solani* von Kartoffel. Bei Temperaturen um 20° C herum war der Befall in Texas nur ganz geringfügig, so daß Märzaussaaten gewöhnlich verschont bleiben. Steigt die Hitze im Juni auf 32° in 5 cm Bodentiefe und ist die Außenluft noch entsprechend wärmer, so kann der Ausfall an kranken Pflanzen beträchtlich sein und mehr als die Hälfte des Bestandes verloren gehen — Bekämpfung: Durch möglichst frühe Aussaat. Bei später Aussaat wähle man Felder, wo vorher Mais, Sorghum oder ähnliches Getreide gestanden hat, und vermeide Spinat und Kartoffel als Vorfrucht. Neuseeländischer Spinat *(Tetragonia expansa)*, der sehr resistent ist und hohe Temperaturen gut verträgt, eignet sich besonders für späte Saaten.

(1) Hungerford, C. W., A Fusarium blight of Spinach. Abs. in Phytopathology **12**: 447, 1922. — A Fusarium wilt of spinach. **13**: 205—209, 1923.

(2) Taubenhaus, J. J., Studies of a new Fusarium wilt of Spinach in Texas. Texas Agr. Exp. Sta. Bull. 343, 1926.

(3) Plant pathology and physiology. Thirty-eighth Ann. Rept. Texas Agr. Exp. Sta. 1925, p. 32—34, 1925. — Ebenda, Forty-third Ann. Rept. 1930 p. 56—67, 1930.

Stiefmütterchen s. ***Viola.***

Succisa pratensis *(Scabiosa succisa)*, Teufelsabbiß.

Blütenbefall. In Deutschland (1) und Frankreich (2) beobachtete, aber noch nicht auf Garten-Skabiosen festgestellte, anscheinend

auf den blaublühenden als Unkraut auf feuchten Wiesen wachsenden Teufelsabbiß beschränkte Fusariose. Sie ist von Interesse wegen der offenbar sehr strengen Anpassung des Parasiten an seine Wirtspflanze. — Erreger: *Fusarium moniliforme v. anthophilum (Fusisporium anthophilum* A. Br., *F. succisae* Schröt.) (Abb. 22). Vom Pilz befallene Blüten öffnen sich nicht, fruchten kleistogam (2) oder bleiben bei starkem Befall steril. Schon Anfang August sieht man vereinzelt auf Niederungs- oder Waldwiesen etwas Befall, der gegen Ende des Monats während der Hauptblütezeit zunimmt und im September bei vorzeitiger Bräunung der Blütenköpfchen durch die aus dem Innern hervorquellenden lackrosigen bis orangefarbigen Sporenschleimtupfen des Pilzes noch auffälliger wird. Die Sichelsporen sind klein oder groß, 3—5-septiert und gerade bis aufgerollt. Bei vielen, aber durchaus nicht allen Blüten einer befallenen Pflanze dringt der Pilz gewöhnlich durch die Mikropyle in das Ovarium ein, füllt es mit Myzel an und zerstört den Inhalt. Der Griffel erscheint verdickt und gekrümmt, der Fruchtknoten klein, doch nicht gänzlich verkümmert, die Staubbeutel bleiben meist unversehrt, und der entwickelte reife Pollen befruchtet die Narbe dieser sonst fremdbestäubten Pflanze infolge der Krankheit in der eigenen Blüte. Bei schwächerem Befall werden Befruchtung und Reife wenig oder gar nicht gestört, bei starker Verpilzung bleiben die Samen jedoch taub. Bei epidemischer Ausbreitung finden sich auch Pflanzen mit gestauchten oder fast ganz in der Blattrosette steckengebliebenen Blütenstielen und verkümmerten vorzeitig absterbenden Blütenköpfchen.

(1) Schröter, Hedwigia **13**: 180, 1874 *(F. succisae)*. — Braun, A., in Rabenhorst, Fungi europaei no. 1964 *(F. anthophilum)*. — Wollenweber, Z. f. Parasitkde **3**: 397—399, 1931; *Fusaria delineata* 173, 177, 975.

(2) Lemesle, R., Observations relatives au F. anthophilum (A. Br.) Wr. parasite du Scabiosa succisa L. Comptes rendus Acad. Sci. **190**: 1141—1143, 1930. — Derselbe, Nouvelles recherches etc. ebenda **195**: 1319—1321, 1932. — Derselbe, Des divers effets produits par le F. anthophilum sur l'ovule de Scabiosa succisa, ebenda 198: 117—118, 1934.

Sunn s. ***Crotalaria.***

Süßkartoffel s. ***Ipomoea.***

Syringa vulgaris, Flieder, Syringe.

Fusarium-Angriff bei Syringen. Nur aus Österreich gemeldet und auf *F. sarcochroum* zurückgeführt (1), unter dessen Wirtspflanzen diese *Oleacee* in der älteren Literatur eingereiht ist. Für weitere Beobachtungen mag der Hinweis dienen, daß unter den Bewohnern spitzendürrer Zweige bei *Oleaceen* der Gattungen *Forsythia, Fraxinus* und *Ligustrum* der Pilz *F. lateritium* vorherrscht, der auf Obstbäume übergehen und dort Schaden stiften kann. *F. sarcochroum* ist auf

Leguminosen *(Laburnum, Robinia, Sophora, Ulex* und *Sarothamnus)* verbreitet und ähnelt dem Vergleichspilze.

(1) Wahl, B., Bericht üb. d. Tätigkeit d. Bundesanst. f. Pflanzenschutz in Wien 1925. Verlag d. Bundesanst. f. Pflanzenschutz, Wien **2**: 28 Seiten, 1926.

Tabak s. ***Nicotiana.***

Tagove s. ***Xanthosoma.***

Tanne s. ***Coniferen.***

Tee s. ***Thea.***

Teufelsabbiß s. ***Succisa.***

Texas-Blauglöckchen s. ***Eustoma.***

Thea chinensis, Teestrauch.

Wurzelfäule. Unter den an kranken Teesträuchern in Rußland (1) nachgewiesenen Pilzen fand sich ein dem *Fusarium avenaceum (F. viticolum)* ähnelnder Bewohner befallener Wurzeln. Die wurzelfaulen Büsche ließen sich leicht aus dem Boden herausziehen. Ein nicht näher bestimmtes *Fusarium* wurde in Nyasaland (2) von jungen, infolge Vernachlässigung kümmernden Pflanzen isoliert. Ob es sich hier um einen wirklichen Krankheitserreger handelt, läßt sich nicht mit Sicherheit beurteilen.

(1) Nagorny, P. I. & Kancaveli, L. A., Vom Teestrauch auf der Tschakva-Plantage im Jahre 1928 gesammelte Pilze. Ber. d. Landw. Versuchsanstalt Georgiens, Tiflis, **2**: 33—46, 1929 (russisch mit deutsch. Zusammenfassung d. Ergebnisse).

(2) Smee, C., First report on pests and diseases of Coffee in Nyasaland. Nyasaland Dept. Agric. Bull. 2, Entom. Ser. 3 pp., 1927.

Theobroma cacao, Kakaobaum.

Rindenfäule. Am Stamme des Kakaobaumes treten ähnlich wie bei *Phytopthora*-Stammfäule braune Faulflecken auf. In Asien (1, 2), Amerika (3) und Polynesien (6) sind solche Schäden beobachtet, aber noch nicht in allen Fällen einwandfrei geklärt. Die Flecken sind anfangs klein, können aber mit den Jahren an Ausdehnung so stark zunehmen, daß sie den Stamm umfassen. Dann geht der Baum ein. Geschädigte Bäume blühen und fruchten oft übermäßig. Die Früchte reifen aber nicht aus, sondern schrumpfen und bleiben als „Mumien" am Stamme hängen. — Erreger: *Hypomyces haematococcus (Fusarium solani v. eumartii)* (Abb. 31) auf den Philippinen (1) und *F. moniliforme (F. samoense)* auf Samoa (6). Infektionsversuche sind mit dem samoanischen (6) und dem philippinischen Pilz (1) gelungen. Die Krankheit wird durch hohe Luftfeuchtigkeit begünstigt, die Infektion durch Wunden erleichtert. Die Pilze gelten als schwache Wundparasiten. Junge, unter feuchten (Feuchtkammer) Laboratoriumsbedingungen infizierte Pflanzen wurden sehr bald rindenfaul, spitzen-

dürr, welkten und starben schließlich ab. Von anderen in Verbindung mit Rindenfäule oder Krebs isolierten Pilzen wie *Fusarium decemcellulare (Calonectria rigidiuscula = Spicaria colorans)* (3), *Fusarium javanicum (Hypomyces ipomoeae)*, *F. solani v. striatum (Hypomyces haematococcus v. cancri = Nectria cancri)* (2), *F. vasinfectum* f. 2, *F. camptoceras* usw. sind nur die erstgenannten geprüft, aber anscheinend als harmlose Fäulnisbewohner anzusehen. — Bekämpfung: Durch Wundbehandlung. Das rindenfaule Gewebe und verfärbte Stammholz darunter wird sorgfältig ausgemeißelt, die Wunde mit 10%-igem Kresolseifengemisch gewaschen unter Wiederholung nach 3—5 Tagen und nach Vernarben der Wundränder mit Teer abgedeckt (6). Auch Bordeauxpaste und weiße Bleipaste haben sich als Desinfizientien bewährt. Zehnmalige Spritzungen im Jahre mit Bordeauxbrühe, die gegen Phytophthora-Frucht- und Stammfäule wirken, schützen auch vor Befall durch Rindenfäule. Stark erkrankte Bäume sind umzuhacken und alle befallenen Teile zu verbrennen. Baumpflege ist wichtig auch zur Verhütung von Sporenverschleppungen, Sauberkeit beim Aufbrechen der Früchte schützt vor Schimmelanflug, durch den die Kakaobohnen sonst leicht einen muffigen Geruch annehmen. In derartig entwerteten Bohnen sind unter anderen Pilze aus dem Formenkreise des *Fusarium vasinfectum* festgestellt (4, 5).

(1) Ocfemia, G. O. and Celino, M. S., A brown bark rot of cacao trunk. Philippine Agriculturist **21**: 665—675, 1933.

(2) Rutgers, A. A. L., The Fusarium from cankered cacao-bark and Nectria cancri n. sp. Ann. du Jardin Bot. de Buitenzorg, 2. sér. **12**: 59—64, 1913.

(3) Van Hall-de Jonge, A. E., Canker of roodrot van den Cacaoboom veroorzaakt door Spicaria colorans n. sp. Dept. Landbouw Suriname Bull. 20, 1909.

(4) Ciferri, R., Studien über Kakao. I. Untersuchungen über den muffigen Geruch der Kakaobohnen. Zentr. f. Bakt. Abt. II, **71**: 80—93, 1927.

(5) Ciferri, R., Studies on Cacao. Journ. Dept. Agr. Puerto Rico **15**: 223—286, 1931.

(6) Gehrmann, K., Krankheiten und Schädlinge der Kulturpflanzen auf Samoa. Der Kakaokrebs. Arb. a. d. Biol. Reichsanst. f. Land- u. Forstwirtschaft **9**: 6—53, 1913.

Tomate s. ***Lycopersicum.***

Trifolium, Klee.

Welke. Sie tritt besonders beim Rotklee *(T. pratense)* auf und schadet in Rußland (1) beträchtlich. Auch aus der Schweiz (2) wird sie gemeldet. In Nordamerika mag sie mit Wurzelfäule vergesellschaftet sein (3). Die Pflanzen werden zuerst wurzelkrank und zeigen im Innern Gefäßbräune, lassen allmählich im Wachstum nach, welken und sterben binnen weniger Wochen ab. Auf dem Felde sieht man dann mehr oder minder kahle, besonders nach dem ersten Kleeschnitt auffällig werdende, wie verbrannt aussehende Stellen, die an Auswinterungsschäden erinnern. Solche Flächen sind offenbar stark verseucht. — Erreger: *Fusarium trifolii* (1), ein zum Formenkreise des *F. oxysporum* gehöriger, noch nicht genügend gekennzeich-

neter Pilz. Die rosigen Fruchtlager des Pilzes sieht man bisweilen am Stengelgrunde bei absterbenden Kleepflanzen. In Wunden am Wurzelhals eingeimpft, bewirkt der Pilz binnen 15 Tagen oder etwas später die typische Welkekrankheit (1). In der Natur werden die Sporen häufig durch Wurzelälchen verschleppt. Werden die Befallsflächen mit den Jahren immer größer, so bleibt nichts anderes übrig als den Fruchtwechsel mit solchen Pflanzen, die erfahrungsgemäß unanfällig sind, weiter als bisher auszudehnen. Dabei muß mit der Möglichkeit einer Schädigung durch noch andere Gefäßparasiten gerechnet werden z. B. mit *Fusarium redolens* (Abb. 83), das aus dem Innern von Wurzeln kranker Kleepflanzen in Deutschland und Däne-

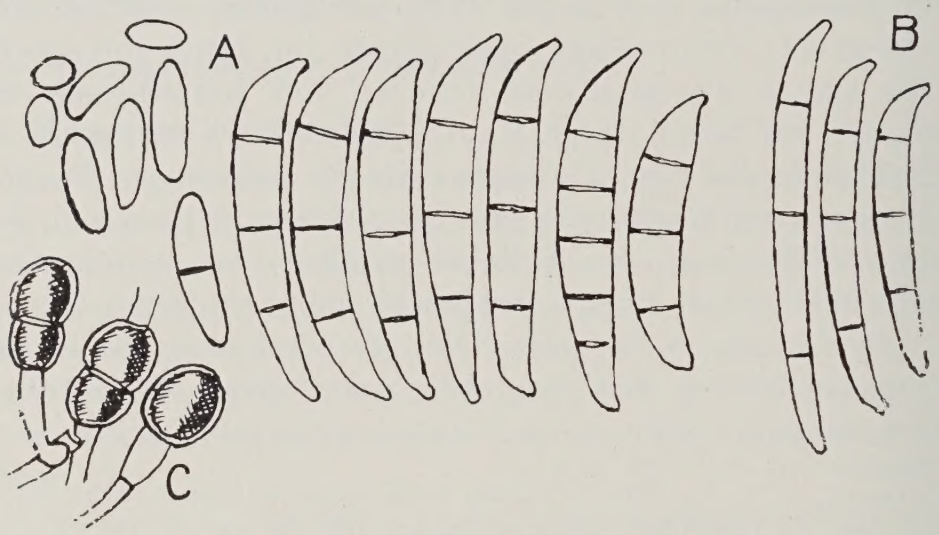

Abb. 83. *Fusarium redolens*. Vergr. 900. A. Mikrokonidien (links) und Makrokonidien (rechts); B. Makrokonidien der schlankeren Form auf manchen Agar-Nährböden; C. Chlamydosporen

mark (7) mehrfach isoliert, zwar noch nicht auf seine Pathogenität für Klee geprüft, aber schon als schwacher Schädiger der Erbse festgestellt ist.

Schwieriger bleibt die Auswertung amerikanischer Versuchsergebnisse (5, 6), die sich auf Infektionen in Reagensröhrchen auf Nähragar gezogener Kleesämlinge stützen, also nicht ohne weiteres auf die Praxis übertragbar sind. In den Gläsern griffen zahlreiche Pilze den Klee an, darunter solche, die als Welkeerreger bei anderen Wirtspflanzengattungen bekannt sind und als spezialisiert gelten, wie *Fusarium conglutinans* (Kohlwelke), *F. conglutinans v. callistephi* (Asterwelke), *F. bulbigenum v. lycopersici* (Tomatenwelke), *F. bulbigenum v. batatas* (Batatenwelke) usw.

Wurzelfäule. Eine zur völligen Zersetzung des Wurzelsystems führende, in den Sammelbegriff des Auswinterns einbezogene, aus Nordamerika (U. S. A.) (3—6) und Europa (7, 8) gemeldete Fußkrankheit. Widrige Umweltbedingungen, Boden- und Witterungseinflüsse wie auch Nährstoffmängel scheinen die Vorbedingungen für den Angriff von Schadpilzen zu schaffen, darunter von Fusarien, die häufig zusammen mit dem Kleekrebserreger *Sclerotinia trifoliorum* vorgehen, der Welke folgen oder von Wunden aus allein Wurzelfäule bewirken. — Erreger: Im Schrifttum werden meist mehrere Pilze als Ursache

dieses Kleesterbens genannt, darunter auch der Welkeerreger. Je nach der Vorfrucht, den örtlichen Verhältnissen und Bodenbedingungen scheint die Pilzflora zu wechseln. Unter den Arten finden sich verbreitete Bodenbewohner wie *Fusarium solani*, außerdem als Getreideschädiger bekannte Pilze z. B. *F. avenaceum*, *F. moniliforme* und *F. graminearum (Gibberella Saubinetii)*, und Schädiger anderer Leguminosen (Erbse) wie *F. sporotrichioides*. Die bisherigen Versuche reichen nicht aus, um den oder die Hauptschädiger zu kennzeichnen. — Bekämpfung: Die gewöhnlichen und mittelroten Sorten von Rotklee *(T. pratense)* sind am anfälligsten, *T. pratense v. perenne* ist widerstandsfähiger, *T. hybridum* leicht empfänglich, Luzerne bisweilen anfällig und der weiße Steinklee *(Melilotus albus)* fast immun. Sojabohne *(Glycine hispida)* gilt wegen ihrer Unanfälligkeit gegen Kleefusariosen als guter Ersatz für Rotklee (4). Wichtig wäre es auch, den Einfluß von Getreide und Hackfrüchten im Fruchtwechsel mit Klee auf verseuchten Flächen festzustellen.

(1) Jaczewski, A. im Jahrb. f. Pflanzenkrankheiten in Rußland VII—VIII. St. Petersburg, S. 130, Abt. 6, 1917 (russisch).

(2) Neuweiler, E., Switzerland: a new clover disease. Intern. Bull. Plant Protect. II, 1 p. 2, 1928.

(3) Clayton, E. E., Stem and root rot of clover. In „Plant Diseases in Ohio for 1921" p. 8—9. Ohio Agr. Exp. Sta. & Ohio State University.

(4) Young, W. J., Clover root rots and powdery mildew. Ohio Agr. Exp. Sta. Monthly Bull. 8: 157—160, 1923.

(5) Valleau, W. D. and Johnson, E. M., Preliminary inoculation experiments with Fusarium species on seedlings grown in nutrient agar. Kentucky Acad. Sci. 1925.

(6) Fergus, E. N. and Valleau, W. D., A study of clover failure in Kentucky. Kentucky Agr. Exp. Sta. Bull. 269: 143—210, 1926.

(7) Gram, E. & Thomsen, M., Oversigt over Sygdomme hos Landbrugets og Havebrugets Kulturplanter i. 1925. Tidsskr. f. Planteavl 33: 84—148, 1927.

(8) Bericht über die Schadwirkungen auf Kulturpflanzen in der Tschechoslowakei im Jahre 1930/31. Ochrana Rostlin 12: 1—63, 1932 (tschechisch).

Triticum, Weizen.

Weizenschorf. Diese mit Pilzflecken verbundene Fusariose des Kornes befällt Weizen, Roggen (siehe *Secale*), Hafer (siehe *Avena*), Mais (siehe *Zea*) und besonders auch Gerste (siehe *Hordeum*) (1—17). Sie ist zuerst aus Europa und Asien, dann aus Nordamerika bekannt geworden und hat kosmopolitische Verbreitung. Die Verluste halten sich in Grenzen von 2 und 20% bei Weizen, Gerste und Hafer. Auf stark verseuchten Flächen werden bisweilen bis zu 40% der Pflanzen(3) beim Sommerweizen angegriffen. Die Infektion findet vom Boden oder infiziertem Saatkorn aus statt. Erkrankungen können auftreten an Körnern, Keimlingen, eben auflaufenden Saaten und später bis zur Samenreife (Abb. 84). Pilzfleckiges (schorfiges) Saatkorn keimt schwach. Der Keimling windet sich spiralig oder hin und her, ohne daß er die Oberfläche erreicht, und fault bald mitsamt den entstehenden Wurzeln. Außer dem jähen Auftreten gibt es einen mehr chronischen Verlauf der Krankheit, bei dem die Pflanze bis zum Schossen, bei ge-

ringem Befall und guter Ernährung sogar bis zur Samenreife durchhält. Oft wird sie aber vorzeitig gelb, notreif, bleibt dünnhalmig und fällt bei vorgeschrittener Wurzelfäule leicht um. Zwischen diesen Grenzfällen gibt es allerlei Übergänge mit Blattvergilbung an jungen Saaten, Welken und Verdorren von Halmen vor und nach dem Schossen, auch Bräune mit Fäule an Wurzelstock und Halmgrund. Manchmal ist der Halm zwischen den braunfleckigen Knoten noch grün. Die Körner der meist schwach und ungleich besetzten Ähren bis zur Samenreife gelangter Pflanzen sind schrumpfig, mißfarbig, brüchig und fleckig (schorfig) (Abb. 85). Aber auch voll besetzte Ähren gesunder Pflanzen in der Nachbarschaft kranker können, von letzteren angesteckt, Kornbefall erleiden. Solche Körner geraten im Gegensatz zu dem leichten, stärke- und kleberarmen, beim Drusch ausgeschiedenen Schrumpfkorn mit in das vollkörnige Saatgetreide und können die Krankheit verschleppen. Bei feuchter Beschaffenheit der Ernte und dichter Lagerung erscheinen an den Getreidekörnern Schimmelpolster weißer, rosiger, roter, gelber, violetter oder brauner Färbung, bisweilen auch dünne Konidienschleime orangeroter oder pulverige Beläge hellerer Färbung. — Erreger: *Gibberella Saubinetii (Fusarium graminearum)* (1—10) (Abb. 18). Die Schlauchform tritt als Ansammlung blauschwarzer Pünktchen am Halmknoten (Abb. 86), Halmgrund und Ähren absterbender Pflanzen auf, die Konidienstufe außerdem in Flecken an Körnern. Der Pilz erträgt Winterkälte, harrt an Getreidestoppeln und Vegetabilien aller Art aus und kann sich im Ackerboden vermehren. Wenige feuchtwarme Tage genügen ihm zur Entwicklung von Konidien, die vom Winde getragen, überallhin verschleppt werden (9). Sie werden zur Zeit der Weizenblüte von der Narbe aufgefangen oder gelangen, am Pollen haftend, an den in der Befruchtungszeit noch zarten und ungeschützten Fruchtknoten, der infolge der Infektion verkümmert (10). Mit zunehmender

Abb. 84. Weizenschorf durch *Gibberella Saubinetii*. Der Pilz befällt entweder nur einzelne Ährchen oder einen Ährenabschnitt (Mitte) oder auch die ganze Ähre (rechts). Vergleiche die gesunde Ähre links. (Nach Johnson und Dickson)

Reife wird die Samenhülle härter, und die äußere semipermeable Membran vermag dem Eindringen des Pilzes erfolgreich zu widerstehen. Der Pilz bevorzugt das Keimende und den Embryo. Er vermag aber von der jungen Samenanlage aus auf alle Teile des Kornes überzugreifen sowie an Spelzen und anderen Ährenteilen sich einzunisten. Die günstigste Bodenwärme für Sämlingsbefall liegt zwischen 12°, der kritischen Temperatur, und 28° C, das Wachstumsoptimum des Pilzes bei 24° auf nicht angesäuerten, bei 28° C auf angesäuerten

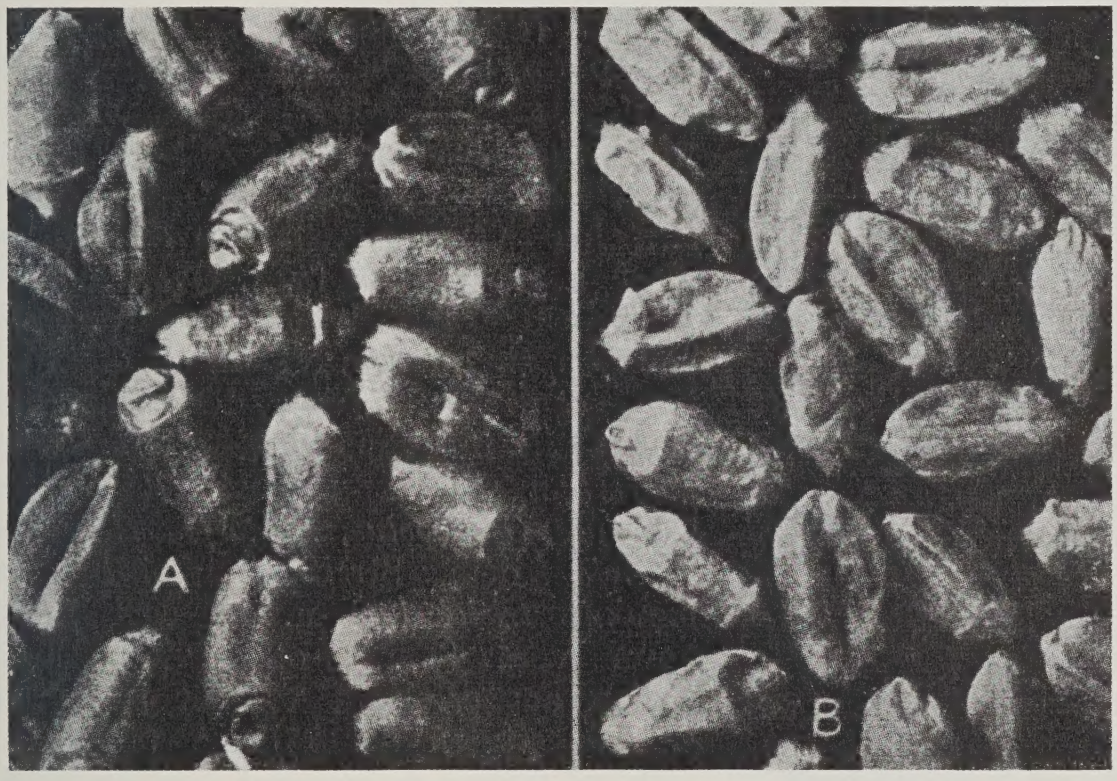

Abb. 85. Weizenschorf durch *Gibberella Saubinetii*. Gesunde (A) und befallene (B) Körner von „Marquis"-Weizen. Schorfige Körner sind stark eingeschrumpft, grau oder hellfarbig, von geringem Gewicht und stark verpilzt. (Nach Johnson und Dickson)

Substraten (8). Im Gegensatz zu Mais, der meist bei zu tiefen Temperaturen leidet, erkrankt Weizen gewöhnlich bei zu hoher Wärme. Die Bodenfeuchtigkeit ist dabei von Einfluß insofern, als Weizen in einem Boden, der 60% der Wasseraufnahmefähigkeit an Feuchtigkeit enthält, unterhalb der kritischen Wärme gesund bleibt, während ein relativ geringer durchfeuchteter (30 bis 44%) Boden unter sonst gleichen Verhältnissen dem Sämlingsbefall Vorschub leistet. Die Bodenreaktion kann ebenfalls von Bedeutung sein. Ein Infektionsminimum für Weizen soll bei einer Wasserstoffionenkonzentration im Boden von $P_h = 5{,}5$ bestehen (12), doch keimt Weizen bei dieser nicht besonders gut, und der Pilz erträgt anderseits Schwankungen (11) zwischen P_h 2,7 und 11,7. Er ist also gut an Wechselfälle im Boden angepaßt, erträgt z. B. auch Kältegrade bis —20° C und kann außerdem an Lagervorräten mindestens 2 Jahre am Leben bleiben. Man kennt

physiologische Formen des Pilzes und zwar bereits 2 von Weizen und 1 von Hafer (13). Außer dem gewöhnlichen Weizen *(T. sativum vulgare)* werden Hartweizen *(T. sat. durum)* und Spelz- oder Dinkel-Weizen *(T. sat. spelta)*, ferner, wie oben erwähnt, Roggen, Hafer, Gerste, Mais, auch Mähnengerste *(Hordeum jubatum)*, Rispengräser *(Poa pratensis, P. annua)*, Trespen *(Bromus ciliatus, B. inermis, B. secalinus)*, Quecken *(Agropyron repens, A. elongatum)* und Gilb-Fennich *(Setaria glauca)* befallen. — Bekämpfung: Siehe unter Fußkrankheit.

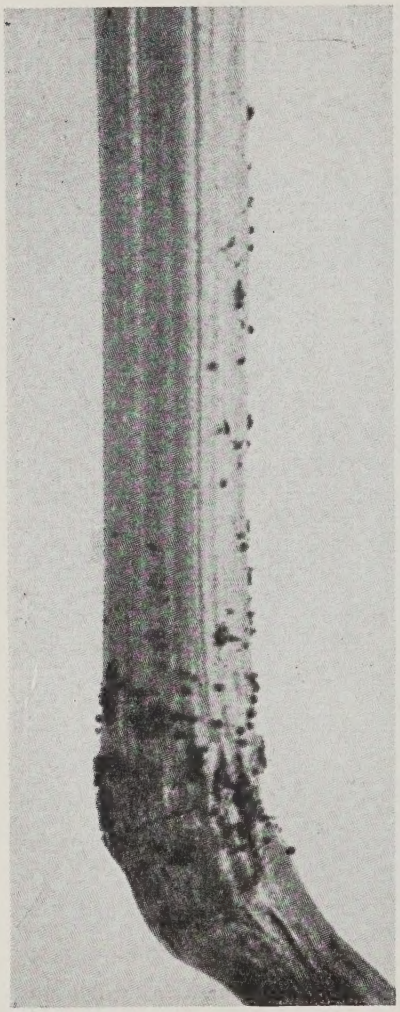

Abb. 86. Weizenschorf durch *Gibberella Saubinetii*. Mit den Schlauchfrüchten (Perithezien) des Schadpilzes besiedelte, wie schwarzpunktiert aussehende Weizenstoppel von Feldrückständen, die die Krankheit auf die nächste Halmfrucht übertragen, wenn sie nicht durch tiefes Unterpflügen vernichtet werden. (Nach Johnson und Dickson)

Fußkrankheit (Wurzelstockfäule). Diese wie vorige kosmopolitische, alle wichtigen Getreidearten und andere Gräser heimsuchende Fusariose stellt ihrer Natur nach einen Sammelbegriff (19) dar. Die noch in vollem Gange befindlichen Untersuchungen sind erschwert durch die häufige Vergesellschaftung der Krankheit mit anderen Schadpilzen wie *Helminthosporium sativum, Cercosporella herpotrichoides, Ophiobolus, Leptosphaeria, Wojnowicia,* dem Streifenbrandpilze *Tuburcinia tritici* (32) u. a. Der Befall kann vom Samen oder verseuchtem Boden aus erfolgen, umfaßt alle Entwicklungsstufen der Pflanze und wirkt sich, je früher er einsetzt, um so nachhaltiger aus (18—23). Keimlingsschäden werden oft übersehen, da der von absterbenden Sämlingen frei gelassene Raum von Nachbarpflanzen ausgefüllt wird. Auffallender ist die Fußkrankheit in der Zeit zwischen Schossen und Samenreife. Der je nach Jahr und Ländern verschieden starke Befall ist meist zerstreut, kann aber umfangreich sein. Auf kleineren stark verseuchten Flächen können Stellen sein, wo über die Hälfte der Pflanzen erkrankt sind, auf anderen weniger als 15% des Bestandes befallen sein. Gewöhnlich halten sich aber die Verluste in mäßigeren Grenzen zwischen 2 und 8 %, wie Meldungen aus allen Weltteilen, vor allem Europa und Amerika, besagen. Die Merkmale der Krankheit sind: Mangelhafte Keimung, Kleinbleiben und Gelbwerden der Sämlinge, unausgeglichener Stand, schlechte Bestockung, verzögertes Schossen und Wurzelstockfäule,

die vorzeitiges Absterben und leichtes Umfallen der Pflanzen bewirkt (Abb. 87). Infolge Vermorschung der Basis und Wurzel vergilbt der Halm gewöhnlich schon lange vor der Samenreife normaler Pflanzen, und die Ähren, falls solche entstehen, bleiben meist taub. Bei Nässe fruchten die den Wurzelstock zerstörenden Pilze an braunen Streifen und Flecken des Halmgrundes, an Halmknoten und anderen Teilen in hellen bis rosigen, pulverigen oder orangefarbenen bis ockrigen schleimigen Konidienlagern, die teils unmittelbar die Unterlage bedecken, teils zwischen Luftmyzel eingebettet sind. In trockenem Zustande werden die Sporen dieser Pilze durch den Wind verweht und haften dann auch gesunden Ähren an, so daß sie mit dem Erntegut in die Saatvorräte geraten. — Erreger: Unter den von Wurzel, Halm und Ähren isolierten Fusarien sind außer den Erregern von Schneeschimmel (siehe *Secale*) und Weizenschorf (siehe oben) hauptsächlich *Fusarium culmorum* (nebst „*var. cereale*") und *F. avenaceum* als Ursache der Fußkrankheit erkannt (5, 19) (Abb. 12, 18). Sie finden sich nicht selten tief eingewachsen im kranken Saatkorn, auch häufig an Bruchkorn oder als Auflagerung an gesundem Korn. Außerdem sind sie an zahlreichen Nicht-Gramineen, faulenden Vegetabilien sowie im Boden nachgewiesen. Wiederholter Anbau anfälliger Feldfrüchte begünstigt ihre Anreicherung in der Ackerkrume. Folgende Fusarien (5, 13, 19, 20, 22, 29) schaden Weizen und sonstigem Getreide ebenfalls: *Fusarium oxysporum v. aurantiacum, F. orthoceras v. longius, F. redolens* (Abb. 27, 28), *F. equiseti, F. equiseti v. bullatum (Gibberella intricans), F. scirpi* (Abb. 88), *F. scirpi v. acuminatum (Gibberella acuminata)* (Abb. 15), *F. poae, F. sporotrichioides* (Abb. 11), *F. moniliforme* und *F. solani*. — *Fusarium culmorum* wächst am besten bei 26 (Min. 9, Max. 36) °C (30). Der Einfluß der Wärme

Abb. 87. Weizen-Fusariose durch *Fusarium culmorum*: links durch Bodeninfektion, in der Mitte die Kontrolle, rechts durch Samen-Infektion. Versuche mit *Fusarium avenaceum* führten zu ähnlichen Ergebnissen. (Nach Bennett)

vermindert sich in gewissen Grenzen mit zunehmender Feuchtigkeit des Bodens; steigt letztere auf 50%, so sinkt das Optimum für Befall auf 18° herab, während bei 25—30% Bodenfeuchtigkeit die günstigste Bodenwärme mit dem auf künstlichen Nährböden festgestellten Optimum des Pilzes (24—28° C) ziemlich gut übereinstimmt (23). Im Vergleich zu dem mehr kosmopolitischen, auch in warmen Ländern verbreiteten *F. culmorum* bevorzugt *F. avenaceum* (Optimum 20° C)

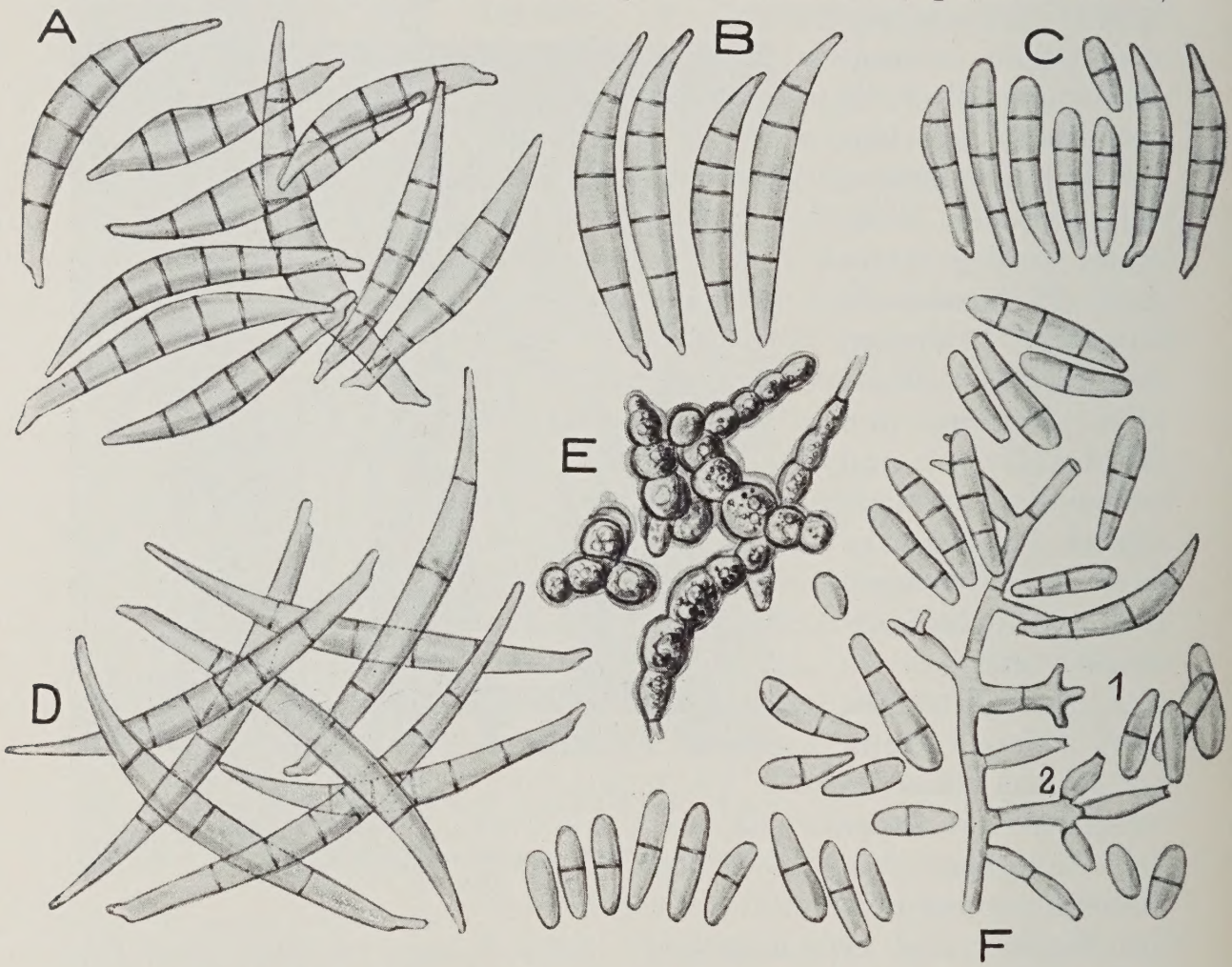

Abb. 88. *Fusarium scirpi*. Vergr. 900, außer E (Vergr. 450). A. Normale Konidien aus einem Sporodochium, das 1 Monat nach Übertragung einer einzelligen Mikrokonidie (siehe F) auf künstlichem Nährboden entstand; B. und C. Übergangsformen zwischen Mikro- und Makrokonidien, die bisweilen in der Natur u. a. auf Insekten vorherrschen und dann *Fusarium sambucinum* vortäuschen; D. Normale Konidien der schlankeren Form aus einer Pionnotes; E. Chlamydosporen; F. Kleinere Konidien der Fusisporium- oder Mikrokonidien-Stufe an Trägerbüscheln im langfaserigen Luftmyzel vorherrschend

kühlere Gebiete der gemäßigten Zonen. — Bekämpfung: Durch vorbeugende Maßnahmen und Saatbeizung sowie durch Anbau der widerstandsfähigsten Sorten. Den Saatweizen nehme man nur von gesunden Feldern und vermeide Saatgut mit viel Bruchkorn, da an diesem der Pilz leicht haftet. Stoppeln pflüge man mindestens 24 bis 34 cm tief, sofort nach der Ernte unter (*Fusarium culmorum* ist sogar bis 50 cm Bodentiefe nachgewiesen (25). Winterweizen säe man im Herbst spät, Sommerweizen im Frühling möglichst früh, wenn der Boden kühl ist, um dem Wärmeoptimum der Schadpilze auszuweichen.

Frischer Stallmist ist zu vermeiden, reichliche Phosphatdüngung dagegen wichtig. Den Drillreihenabstand wähle man nicht zu eng. Bei der Fruchtfolge meide man Gerste als Vorfrucht und Wintergetreide als Nachfrucht. Soll Getreide folgen, ziehe man Sommergetreide vor. Raps *(Brassica napus)* und andere Wurzelgewächse halten die Anreicherung der Bodenkrume mit Schadpilzen mehr zurück als Getreide, Klee und Futterwicke (21). Störungen des mikrobiologischen Gleichgewichts im Boden zuungunsten von Getreide durch Kali- und Phosphorzehrer kann man durch Kali- und Phosphorzufuhr (24) begegnen. Saatbeize schützt zwar das Korn zunächst, vermag aber vom Boden aus angreifende Pilze nicht abzuwehren. Als wirksam werden empfohlen bei Anwendung in verschiedener Stärke als Naßbeizen z. B. Abavit, Ceresan, Fusariol, Germisan, Semesan und Uspulun, als Trockenbeizmittel (200 g je 100 kg Saat) Abavit, Ceresan, Fusariol und Tutan. In Nordamerika (U. S. A.) gelten als mehr oder minder resistent (6, 14, 15) gegen *Fusarium culmorum* die Marquillo-Weizen, gegen *Gibberella Saubinetii* die Winterweizen „Red Rock, Minturki, Michigan Amber und Fultz" sowie die Sommerweizen „Norka, Progress, Resaca und eine Selektion aus Illinois Nr. 1". Als resistent werden ferner folgende Weizensorten genannt: Fulcaster W 18, Michigan Wonder 207, Red May, Prelude (C. I. 4323), Red Cross, Poole (C. I. 5653), Glyndon Fife (Minn. 163), Haynes Bluestem (Minn. 169) und die Hartweizen (durum): Arnautka (C. I. 1494) und Mindum (Minn. 470). Im ganzen halten gewöhnliche (vulgare-) Weizen besser stand als Hartweizen (durum). Die Erfahrung, daß ertragreiche, widerstandsfähige Sommerweizen beim Übergang in ein heißeres Binnenlandklima zurückgingen (17), sowie Beobachtungen über die Abhängigkeit der Ertragstreue von der Bodenart zeigen die noch bestehenden Schwierigkeiten in der Erzielung durchgreifender Erfolge mit fusariumfesteren Sorten.

Ähnliche Schwierigkeiten wie beim Weizen bestehen bei Gerste und Hafer. Die Gerstensorten sollen allgemein an Resistenz zu wünschen übrig lassen, wenn auch Oderbrucher und andere Mandschurische Gersten als ziemlich fusariumfest gelten wie z. B. Verbesserte Manchuria (Minn. 184), Svansota (Minn. 440) und Peatland (Minn. 452). Zur Resistenz von Hafer (31) wird mitgeteilt, daß eine Beziehung zwischen Farbe der Schale und Anfälligkeit insofern bestehe, als braun- oder schwarzschalige Sorten wie Glocken und Orion II weniger anfällig seien als weiße Sorten wie Goldregen, Gelbe Canada und Siegfried.

(1) Atanasoff, D., Fusarium-blight (scab) of wheat and other cereals. Journ Agr. Res. **20**: 1—32, 1920.

(2) Petri, L., Rassegna dei casi fitopatologici piu notevoli osservati nel 1916. Boll. R. Staz. Pat. Veg. **7**: 1—45, 1927.

(3) Doyer, L., Fusarium-Befall des Getreides. Ang. Bot. **3**: 75—83, 1921.

(4) Bolley, H. L., Biology. Rept. of Director, N. Dak. Agr. Exp. Sta. 1921/23: 27—35, 1924.

(5) Bennett, F. T., Gibberella Saubinetii on British cereals. Ann. Appl. Biol. **17**: 43—58, 1930. — Derselbe, G. Saubinetii on British cereals II. Physiological and pathological studies. Ebenda **18**: 158—177, 1931. — Derselbe, On two species of Fusarium, F. culmorum and F. avenaceum, as parasites of cereals. Ebenda **15**: 213—244, 1928.

(6) Christensen, J. J., Stakman E. C. and Immer F. R. Susceptibility of wheat varieties and hybrids to Fusarial head blight in Minnesota. Minnesota Agr. Exp. Sta. Techn. Bull. 59, 24 pp., 1929.

(7) Appel, O., Fusarium als Erreger von Keimlingskrankheiten. Arb. Biol. Reichsanst. f. Land- u. Forstw. **13**: 213—303, 1924.

(8) Dickson, J. G., Influence of soil temperature and moisture on the development of the seedling-blight of wheat and corn caused by Gibberella Saubinetii. Journ. Agr. Res. **23**: 837—869, 1923.

(9) Johnson, A. G. and Dickson, J. G., Wheat scab and its control. U. S. Dept. Agr. Farmers Bull. 1224, 16 pp., 1921.

(10) Pugh, Grace W., Johann, Helen, and Dickson, J. G., Relation of the semipermeable membranes of the wheat kernel to infection by Gibberella Saubinetii. Journ. Agr. Res. **45**: 609—626, 1932. Dieselben, Factors affecting infection of wheat heads by G. Saubinetii. Journ. Agr. Res. **46**: 771—797, 1933.

(11) MacInnes, Jean, The growth of the wheat scab organism in relation to hydrogen-ion concentration. Phytopathology **12**: 290—294, 1922.

(12) Hopkins, E. F., Hydrogen-ion concentration in its relation to wheat scab. Amer. Journ. of Bot. **9**: 159—179, 1922.

(13) Tu, C., Physiologic specialization in Fusarium spp. causing headblight of small grains. Minnesota Agr. Exp. Sta. Techn. Bull. 74, 27 pp. 1930. Siehe auch Phytopathology. **19**: 143—154, 1929.

(14) Dickson, J. G. and Mains, E. B., Scab of wheat and barley and its control. U. S. Dept. Agr. Farmers' Bull. 1599, 18 pp., 1929.

(15) Shands, R. G., Hoppe, P. E. and Mains, E. B., Rept. upon scab-resistant cereal varieties. Abs. in Phytopathology **20**: 132—133, 1930.

(16) Christensen, J. J., Rodenhiser, H. A. and Tu, C., Susceptibility of barley varieties to Fusarial head blight in Minnesota. Abs. in Phytopathology. **19**: 80, 1929

(17) Dickson, J. G., Hoppe, P. E., Holbert, J. R. and Janssen, G., The influence of environment during maturation upon predisposition to seedling blight in wheat and corn strains. Abs. in Phytopathology **19**: 79, 1929.

(18) Garrett, S. D., Factors affecting the pathogenicity of cereal root-rot fungi. Biol. Reviews **9**: 351—361, 1934.

(19) Krampe, O., Fusarium als Erreger von Fußkrankheiten am Getreide. Ang. Bot. **8**: 217—261, 1926.

(20) Pfeil und Klein-Ellguth, H. A., Graf v., Beiträge zur Kenntnis der Roggenfusariose. Zentralbl. f. Bakt. Abt. 2, **73**: 347—373, 1925.

(21) Schaffnit, E., Ertragseinbußen im Getreidebau durch Fußkrankheiten. Mitt. Deutsch. Landw. Ges. (45), 12, 5 Seiten, 1930.

(22) Simmonds, P. M., Investigations on the foot diseases of cereals in Southern Saskatchewan. Rept. Dominion Botanist f. 1926, Div. of Botany, Canada Dept. Agr. p. 126—132, 1927.— Derselbe, Rept. of the Dominion field laboratory of plant pathology, Saskatoon, Sask., in cooperation with the Univ. of Saskatchewan, Saskatoon. Rept. Dominion Botanist f. 1928, Div. of Bot., Canada Dept. Agr. p. 91—107, 1929.

(23) Simmonds, P. M., Seedlings blight and foot-rot of oats caused by Fusarium culmorum. Canada Dept. Agr. Bull. 105, N. S., 43 pp., 1928.

(24) Lundegardh, H., Die Bedeutung des Kohlensäuregehalts und der Wasserstoffionenkonzentration des Bodens für die Entstehung der Fusariosen. Bot. Notiser S. 25—52, 1923.

(25) Schmidt, E. W. und Feistritzer, W., Beitr. z. Fußkrankheit des Getreides und ihrer Bekämpfung. Arch. f. Pflanzenbau A, **10**, 391—421, 1933.

(26) Baltzer, U., Untersuch. üb. d. Anfälligkeit des Roggens für Fusariosen. Phytopath. Zeitschr. **2**: 377—441, 1930.

(27) Schaffnit, E. und Meyer-Hermann, K., Beiträge z. Kenntn. d. Wechselbeziehungen zwischen Kulturpflanzen, ihren Parasiten u. der Umwelt (3. Mitteil.). Über d. Einfluß der Bodenreaktion auf d. Lebensweise von Pilzparasiten und das Verhalten ihrer Wirtspflanzen. Ebenda **2**: 99—166, 1930.

(28) Dickson, J. G., Eckerson, Sophia H. and Link, K. P., The nature of resistance to seedling blight of cereals. Proc. Nat. Acad. Sci. 9: 434—439, 1923.

(29) Muraschkinski, K. E., Material z. Kenntnis der Getreidefusarien I. Die Fusarien an Getreide in Sibirien. Auszüge a. d. Arb. d. sibir. landw. Akad. Bd. 3: 1—34, Omsk, 1924 (russisch).

(30) Tanja, Anna E., Untersuch. üb. G. Saubinetii u. die Fusariose des Weizens. Phytopathologische Zeitschr. 6: 375—428, 1933.

(31) Rainio, A. J., Punahome Fusarium roseum Lk.-Gibberella Saubinetii (Mt.) Sacc. ja sen Aiheuttamat myrkytykset kamassa. Valtion Maatolouskvetoimiman Julkaisuja 50, 45 pp., 1932 (finnisch mit deutsch. Auszug).

(32) Geach, W. L., Foot and root rots of wheat in Australia. The influence of combined action of F. culmorum and Urocystis tritici on the occurrence of seedling blight. Journ. of the Council f. Sci. and Industr. Res. 6: 269—278, 1933.

Tulipa, Tulpe.

Blattflecken. Als Ursache einer Blattfleckigkeit bei Tulpen aus Devon und Cornvall wurde in England *F. avenaceum (Fusarium herbarum v. tubercularioides)* festgestellt (1). Der Pilzangriff war wahrscheinlich durch die Witterungsbedingungen begünstigt. Tulpen leiden sonst wenig unter Fusariose. Nur an einzelnen durch Treibfehler geschwächten Tulpen sind bisweilen Pilzflecken durch *F. avenaceum* an Blättern und Stengeln zu beobachten. In Verbindung mit Milben *(Rhizoglyphus)*-Befall an der Zwiebel ist *F. culmorum,* mit Botrytis einmal ein *F. oxysporum* v. *gladioli* ähnelnder Pilz an einer Darwintulpenzwiebel, und mit Bakterienfäule vergesellschaftet *F. merismoides* an einer anderen Tulpenzwiebel vorgefunden.

(1) Fungus and other diseases of crops 1928—1932. Min. of Agr. and Fish. Bull. 79, 117 pp., 1934.

Vanilla, Vanille.

Wurzelfäule. Sie tritt auf in Porto Rico (1, 2) bei der Handels-Vanille, *V. plantifolia,* und auch auf Madagascar (3). Ferner ist ein Fusarium auf toten Pflanzen in Belg. Congo (4) festgestellt. Die Wurzelrinde kranker Pflanzen fault, mit zunehmender Schwächung werden die Gefäße ebenfalls ergriffen, und bei starkem Befall gehen die Pflanzen ein. — Erreger: Der Pilz ist als *Fusarium batatas v. vanillae* (1) bezeichnet. Er unterscheidet sich von dem Erreger der Batatenwelke *(F. bulbigenum v. batatas)* durch das Fehlen von Sklerotienwarzen und seine Harmlosigkeit für Batate, deren Welkepilz wiederum Vanille nicht angreift. Der Vanillepilz greift vom Boden aus an, wo er unter Ausschluß seiner Wirtspflanze mindestens 4 Jahre virulent bleibt. Er scheidet ein für die Wurzelrinde tötliches cytolytisches Enzym aus, dringt aber nicht selbst in die Gefäße ein, die nur mittelbar Schaden leiden. Auch Wund-Infektionen in den Stengel gelangen. Der Welkeerreger von Banane *(F. oxysporum v. cubense)* geht nicht auf Vanille über. — Bekämpfung: „Vanillon", ein geringerer Vanille-Typ, ist hoch resistent und wird als Ausgangssorte bei Hybridenzüchtungen empfohlen, im übrigen: Reinhaltung des Bodens von Gras- und Unkrautwuchs im Bereich der Vanille, Vermeiden feld-

mäßigen Anbaues wegen der Empfindlichkeit der weichfleischigen Wurzeln gegen mechanische Beschädigungen.

(1) Tucker, C. M., Vanilla root rot. Journ. Agr. Res. 35: 1121—1136, 1927. — Derselbe, in Rept. Porto Rico Agr. Exp. Sta. 1925 p. 24—40, 1927.
(2) Seaver, F. J., Chardon, C. E. and Toro, R. A., Scientific survey of Porto Rico and the Virgin Islands. New York Acad. Sci. 8: 209—225, 229—240, 1932.
(3) Bouriquet, G., Les maladies du Vanillier à Madagascar. Ann. de Cryptog. exot. 6: 59—78, 1933.
(4) Staner, P., Les maladies du Vanillier à Eala. Bull. Agr. Congo Belge 19: 85—90, 1928.

Vicia faba, Pferdebohne, Große Bohne.

Welke. Da man Pferdebohnen zweckmäßig im Vorfrühling säet, sind sie vor gefäßparasitären Pilzen ziemlich geschützt, weil sie schon abgehärtet sind, wenn Hitzewellen auftreten, die Angriffe wärmeliebender Mikroorganismen begünstigen. Die Krankheit ist nur aus Belgien (1) gemeldet. — Erreger: *Fusarium vasinfectum* wird als Ursache genannt, doch ist es nicht ausgeschlossen, daß es sich um einen Pilz aus dem Formenkreise des *F. oxysporum* wie bei Erbse (siehe unter Pisum) handelt.

Fußkrankheit. Diese im westlichen Japan (2) ernstliche Verluste herbeiführende, gelegentlich auch in Deutschland (3, 4) beobachtete Krankheit zerstört zuerst die feineren Wurzeln, dann Wurzelhals und Stengelgrund, die rissig und schwarzfaul werden, und infolge dieser Schäden schließlich die ganze Staude, die schwarzbraunfleckig wird und abstirbt. Ältere, spät oder schwach befallene Pflanzen kümmern wohl, tragen aber Früchte und halten durch. — Erreger: *Gibberella Saubinetii (Fusarium graminearum)* (2, 3); vereinzelt auch *F. avenaceum (F. herbarum v. tubercularioides)* (4). In Japan findet die Infektion im Spätfrühling auf Feldern statt, wo Pferdebohnen auf künstlich bewässerten Reis folgen und dann unter Nässe und Hitze anfällig werden. Einmal eingedrungen, schreitet der Pilz auch bei kühlerem Wetter fort (2). In Wunden, die durch Hagelschlag, durch Blattverlust, Insektentätigkeit usw. entstehen, können Sporen verschiedener Fusarien eindringen, die mit Wind oder auf andere Weise herangeführt werden. Es entstehen dann Fusariumflecken an verschiedenen Teilen der Staude einschließlich Hülsen. — Bekämpfung: Durch frühe Aussaat und Vermeiden des Anbaus von Pferdebohnen auf zu nassen, verseuchten Böden.

(1) Marchal, E. et Verplancke, G., Champignons parasites nouveaux pour la flore Belge observés de 1919—1925. Bull. Soc. Roy. Bot. de Belg. 59 (N. S. 9): 19—25, 1926.
(2) Miyake, C., Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc. as a causal fungus of the wilt-disease of horse-bean. Ber. Ohara Inst. Landw. Forsch. 2: 435—441, 1924.
(3) Kirchner, O., Krankh. u. Beschädigungen Landw. Kulturpflanzen S. 63, 128, 1890.
(4) Pape, H., Untersuch. üb. d. Herabsetzung der Widerstandsfähigkeit einer Pflanze infolge von Blattverlust. Mitt. Biol. Reichsanst. Heft 18: 53—58, 1920.

Vietsbohne s. ***Phaseolus.***

Vigna sinensis, Augenbohne, Kuherbse, Vignabohne.

Welke. In den Vereinigten Staaten (1—7) richtete die Welkekrankheit bei dem vorwiegenden Anbau anfälliger Sorten früher beträchtlichen Schaden an, und auf stark verseuchten Feldern gingen die meisten Pflanzen während der Wachstumszeit zugrunde, ohne Samenreife zu erlangen. Die Tracheomykose wird auffällig im heißen Sommer zur Zeit, wenn die Pflanzen etwa 6 Wochen alt sind, und zwar durch: Vergilben und Abfallen der Blätter, gestauchte Stengel, die gelb, braun oder fast schwarz werden können, innerlich weit hinaufreichende Gefäßbräune und -Verpilzung aufweisen und am Grunde oft verdickt sind; Verdickung der ebenfalls innerlich gefäßbraunen Hauptwurzel; und am toten Stengelgrunde später häufig reihenweise vorbrechende, rosige Fruchtlager des Welkepilzes. — Erreger: *Fusarium bulbigenum v. tracheiphilum* (Abb. 89). Der Pilz dringt vom Boden oder infiziertem Samen aus in Wurzel, Wurzelhals oder Hypokotyl der Pflanze ein und arbeitet sich in den Gefäßbündeln allmählich durch den ganzen Stengel hindurch, oft sogar bis in Fruchtstiel und Hülsenansatz (6) empor, verschont aber die Samen. Beim Ernten mit der Maschine ist ein Anhaften des Pilzes am Samen nicht ausgeschlossen, so daß Verschleppungen des Erregers mit Saatgut vorkommen können, wie das auch durch Versuche mit einjähriger Saat nachgewiesen worden ist. Auch durch Entwässerungsgräben, Ackergeräte, Tier und Mensch kann der Pilz von verseuchten Feldern auf andere übertragen werden. Besondere Vorsicht ist daher am Platze. — Bekämpfung: Am besten hat sich der Anbau gegen Welke und gleichzeitig gegen das Wurzelälchen resistenter Vigna-Sorten bewährt (2, 3, 5, 6, 7) z. B. von: Brabham, Catjang, Columbia, Conch, Early Black, Monetta, Iron, Victor und Virginia Blackeye.

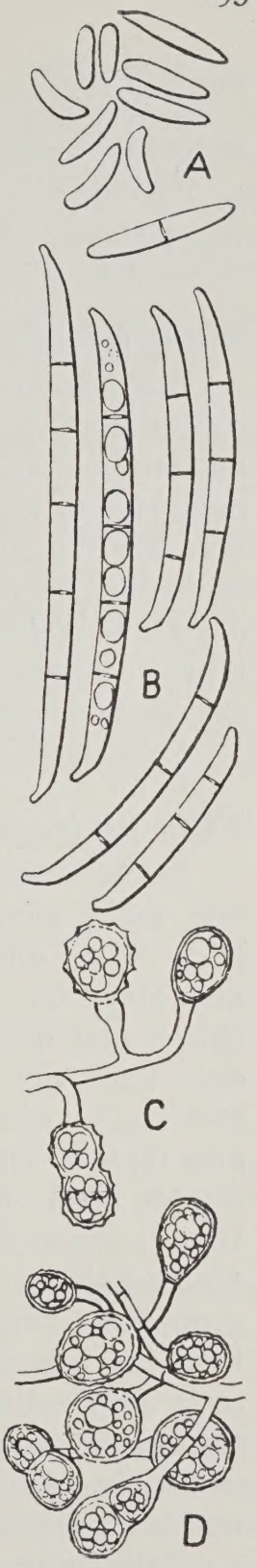

Abb. 89. *Fusarium bulbigenum* v. *tracheiphilum*, Erreger der gefäßparasitären Welkekrankheit der Vignabohne *(Vigna sinensis.)* Vergr. 900. A.Mikrokonidien; B.Makrokonidien; C.Chlamydosporen mit rauher Außenhülle; D. jüngere Chlamydosporen mit glatter Hülle

(1) Smith, Erw. F., Wilt disease of cotton, watermelon and cow pea. U. S. Dept.Agr. Div. Veg. Phys. & Path. Bull. 17, 1899.

(2) Orton, W. A., Some diseases of the cowpea. U. S. Dept. Agr. Bur. Plant Industry, Bull. 17, 1902.

(3) Orton, W. A., On the theory and practice of breeding disease-resistant plants. Amer. Breed. Assoc. 4: 144—156, 1908.

(4) Morse, W. J., Cowpeas: Culture and varieties. U. S. Dept. Agr. Farmers' Bull. 1148 p. 1—26, 1920.

(5) Kendrick, J. B., Susceptibility of cowpea varieties and selections to Fusarium wilt and root knot. Abs. in Phytopathology **19**: 1145, 1929.

(6) Kendrick, J. B., Seed transmission of cowpea Fusarium wilt. — Ebenda **21**: 979—983, 1931.

(7) Mackie, W. W., Breeding for resistance in Blackeye cowpeas to Fusarium wilt, charcoal rot and nematode root knot. Phytopathology **24**: 1135, 1934.

Viola tricolor, Stiefmütterchen.

Fußkrankheit. Die Krankheit ist in Nebraska (U. S. A.) beobachtet worden, jedoch seither nicht wieder gemeldet. Befallene Stiefmütterchen sterben ganz plötzlich ab. Am Stengelgrunde eben über dem Boden finden sich leicht eingesunkene, verfärbte Stellen, und von den Wurzeln sind nur noch Reste vorhanden. — Erreger: *Fusarium oxysporum v. aurantiacum,* wahrscheinlich gleichbedeutend mit der als *F. violae* (1) bezeichneten Ursache dieser Kronen- und Wurzelfäule. — Bekämpfung: Durch Wechsel der Pflanzflächen, Erneuerung der Erde auf Schmuckbeeten und Sorgfalt bei der Anzucht.

(1) Wolf, F. A., A Fusarium disease of the pansy. Mycologia **2**: 19—22, 1910, ic.

Vitis vinifera, Weinrebe.

Steckholzbefall. Wird das Steckholz zur Vermehrung der Reben von nicht ganz einwandfreien Rebstöcken geschnitten, so werden leicht Pilze mitgeschleppt, die von den Schnittflächen aus ins Holz und Mark der Reiser eindringen, die Überwallung der Wundränder stören und bisweilen schon im Sandeinschlag während der Ruhezeit oder nach der Auspflanzung zum Eingehen der Stecklinge führen. Meldungen über Verluste bei Vermehrungsreisern liegen aus Georgien (1) vor. Die Reiser der kaukasischen Reben wurden stockfaul und zeigten beim Aufspalten in Längsrichtung dunkelfarbige, aus dem Innern gegen die Oberfläche des Holzes zu verlaufende Streifen, auf Querschnitten dagegen dunkelbraune bis schwärzliche, um das Mark gruppierte Stippflecken. Legte man befallene Stücke in feuchter Luft bei Zimmerwärme aus, so sproßte sehr bald ein helles, später rosig und gelblich werdendes Pilzmyzel hervor. — Erreger: *Fusarium avenaceum.* Der Pilz greift grüne, wachsende Triebe oder austreibende gesunde Reiser selbst von Wunden aus nicht an, sondern nur das Steckholz während der Winterruhe, und besonders in feuchtem Sandeinschlag. Von Interesse ist die Tatsache, daß *F. avenaceum* von Apfelzweigen auf Weinbeeren übergehen und die Beeren weißer und blauer Sorten in Fäulnis überführen kann. — Bekämpfung: Durch Wahl völlig gesunder Mutterreben zur Gewinnung von Steckholz für Vermehrungszwecke und Einschlagen der Reiser in krankheitsfreien Sandboden. Dies ist um so wichtiger, als dieser und andere Sichelsporlinge an alten Rebstöcken (2—4) häufig sind als Bewohner von Teilen, die durch Frost gelitten haben, sowie dürren Spitzen,

Rissen der Rinde, Schleimflüssen (3) oder sonst kranken Organen. An solchen finden sich außerdem nicht selten *Gibberella baccata*, deren Nebenfruchtform, *Fusarium lateritium (F. Zavianum)*, früher als Schadpilz galt (4) und in Norditalien für Spitzendürre, Blatt- und Blütenbefall mit verantwortlich gemacht wurde, und *F. merismoides (F. Biasolettianum)*. Letzterer Pilz lebt besonders in Schleimflüssen des Rebstockes und oft zusammen mit *F. avenaceum*. Ein nicht näher bestimmtes *Fusarium* (5) schädigte in Frankreich junge Reben, die welkten, und drang auch in den Wurzelstock ein.

(1) Nagorny, P. I., Beitrag z. Pilzflora der kaukasischen Rebe. *Fusarium viticolum* Thuemen. Wissensch. Arb. Angew. Abt. Tiflis Bot. Gart. 1929 p. 152—160, 1929 (russisch mit deutschem Auszug).

(2) Rives, L., Sur la Fusariose (?) du Seibel 4986. Prog. Agr. et Vitic. **88**: 8—9, 1927.

(3) Foex, E. et Ayoutantis, A., Sur une production rouge qui revêt parfois la Vigne au printemps. Comptes rendus Acad. d'Agric. France **10**: 1071—1074, 1924. Siehe auch: Bull. Soc. Myc. de France **40**: 318—331, 1926.

(4) Thümen, F. von, Pilze des Weinstockes, Wein, S. 25—26, 878. *Fusarium Zavianum* Sacc.: Saccardo, Sylloge Fungorum **4**: 709, 1886.

(5) Branas, M. et Bernon, G., Note sur deux cas de deperissement et leur relation avec la présence de certains champignons dans le vieux bois de la Vigne. Ann. École Nat. d'Agric. Montpellier, N. S. **22**: 331—334, 1933.

Walnuß s. ***Juglans.***

Wassermelone s. ***Citrullus.***

Weinrebe s. ***Vitis.***

Weizen s. ***Triticum.***

Winteraster s. ***Chrysanthemum.***

Wurzel s. ***Daucus.***

Xanthosoma sagittifolium, Malanga oder Tagove.

Pulveriggraue Lagerfäule. — Erreger: *Fusarium solani* (siehe unter *Colocasia*).

Zea mays, Mais.

Die als Wurzel- und Kolbenfäule bezeichnete Maiskrankheit geht auf 2 verschiedene, oft noch mit anderen Pilzen wie *Fusarium culmorum, Diplodia zeae* und *Cephalosporium* vergesellschaftete, in Auftreten und Verbreitung vom Klima (vor allem Wärmeverhältnissen) abhängige *Gibberella*-Arten zurück. In Nordamerika (U. S. A.) ist sie in den Nordstaaten mehr mit *Gibberella Saubinetii (Fusarium graminearum)*, in den wärmeren Südstaaten dagegen mehr mit *Gibberella Fujikuroi (Fusarium moniliforme)* verknüpft, wenn auch strichweise in Gebieten mit Übergangsklima oder unter wechselnden Verhältnissen bald der eine, bald der andere Pilz in den Vordergrund treten kann (1—2) (8). Die mittlere Einbuße durch *F. moniliforme*

wurde in Illinois im Verlauf von 3 Jahren auf 1,5 dz je ha, die durch alle Arten von Kolbenfäule bewirkten Schäden auf 7,5% der Ernte geschätzt. Aus Florida, wo *F. moniliforme* vorwiegt, werden 5% Verluste gemeldet. In tropischen Gebieten wird die durch *F. moniliforme (G. Fujikuroi)* erzeugte Fusariose als Warmland-Mais-Fusariose der durch *Gibberella Saubinetii* verursachten, als Kühlland-Fusariose bezeichneten Maiskrankheit gegenübergestellt, während man dem ebenfalls von kranken Wurzeln öfter isolierten *Fusarium culmorum* geringere Bedeutung beimißt. Alle Entwicklungsstufen werden befallen.

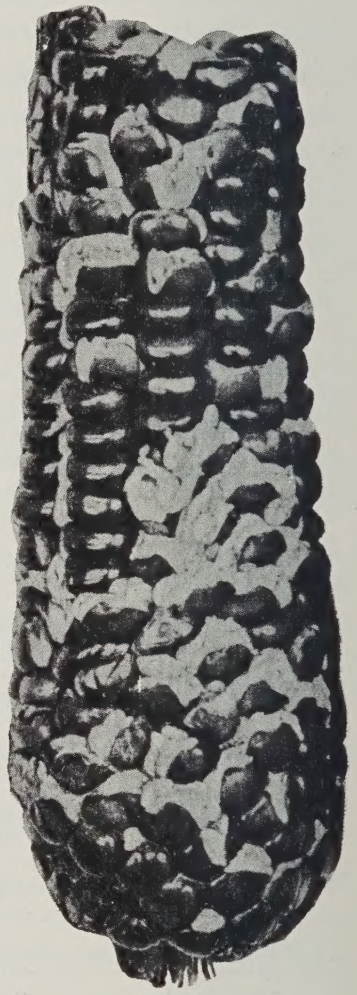

Abb. 90. Maiskolbenschimmel durch *Fusarium moniliforme: Gibberella Fujikuroi*

Warmland- Wurzel- und Kolbenfäule. Diese Krankheit ist mehr in tropischen bis subtropischen Gebieten als in kühleren Anbauländern vorhanden und daher in allen Weltteilen, vielleicht außer Europas, vertreten (3—4). In Kansas (U. S. A.) zählte man bis 95% an infizierten Kolben, in Louisiana bis 50% befallener Saatkörner, aber oft ohne deutliche Nachwirkung der Infektion auf Stand und Ertrag der Maisfelder unter sonst guten Wachstumsbedingungen. Stark erkrankte Sämlinge können unter Welken und Vergilben der Blätter in Verbindung mit Wurzelfäule vorzeitig absterben. An den Kolben werden mißfarbene, mit rosigem fruchtenden Pilzmyzel bedeckte Streifen, Risse und Flecken sichtbar (Abb. 90). Bei frühzeitiger Infektion kann das Herz des Kolbens völlig ausfaulen, mindestens aber innerhalb der Scheide eine erhebliche, bei Nässe schnell umsichgreifende Verschimmelung Platz greifen. — Erreger: *Fusarium moniliforme (Gibberella Fujikuroi)* gilt als Hauptursache dieser Fusariose (5) (Abb. 22 und 91). In Australien (Neu-Süd-Wales) schädigt auch *F. moniliforme v. subglutinans (Gibberella Fujikuroi v. subglutinans)* (Abb. 22), welche Varietät noch dadurch von besonderem Interesse ist, daß sie auf Zuckerrohr (siehe *Saccharum)* die Pokkah-boeng-Krankheit und auf Banane (siehe *Musa*) die Herzfäule hervorruft (7). Werden sehr kranke Maiskörner ausgesäet, so keimen sie schwach; aufkommende Sämlinge werden wurzelkrank und haben fahles Blattgrün. Das Befallsbild ist besonders auffällig bei durchhaltenden Pflanzen, die kolbenkrank werden. Die Infektion findet gewöhnlich von den zahlreich vorragenden fadenförmigen Griffeln und dem Kolbenscheitel aus statt. Der Pilz ist samenbürtig und kann alle

Teile des Kornes von der Samenschale bis ins Speichergewebe inter- und intrazellular durchdringen. Auch unmittelbare Angriffe in die Achse der Blätter und Internodien des Schaftes kommen vor. Ernstliche Schädigungen der Pflanze durch Wurzelfäule sollen auf die Wärmespanne von 28—32 ° C beschränkt sein. Das Befallsminimum liegt oberhalb 20 ° C. Das Absterben oder Durchhalten befallener Pflanzen hängt von der Schnelligkeit ab, mit der der Pilz das vorläufige Wurzelsystem in der Zeit vor der Ausbildung leistungsfähiger sekundärer Dauerwurzelkränze zu zerstören vermag. Der Pilz ist wandelbar und zerfällt anscheinend in zahlreiche Formen, die zeitlich verschieden

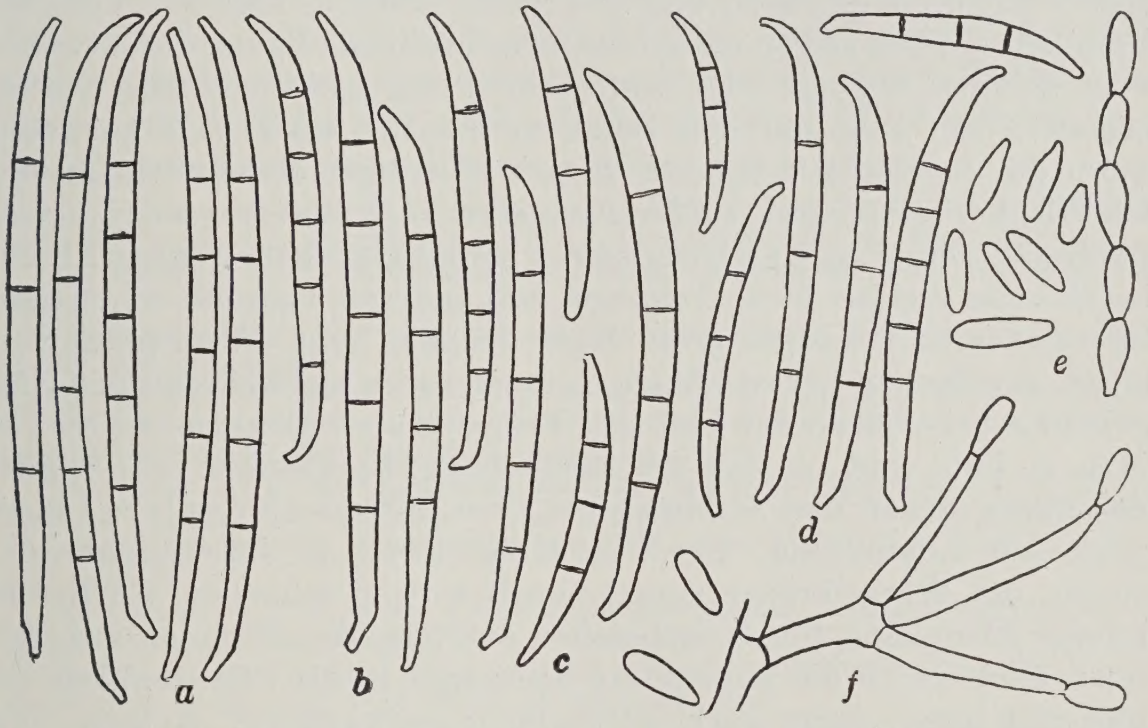

Abb. 91. *Fusarium moniliforme: Gibberella Fujikuroi.* Vergr. 1000. a—d Makrokonidien von verschiedenen Nährböden; e Mikrokonidien teils frei, teils zu einer Kette verklebt; f Konidienträger

anzugreifen, aber alle ihre Pathogenität zu behaupten vermögen und am besten bei Wasserstoffionenkonzentrationen in Grenzen von P_h 6,8 bis 7,1 gedeihen (6). — Bekämpfung: Durch Verwendung gesunden, durch sorgfältige Auslese gewonnenen Saatgutes läßt sich die Fusariose in Schach halten. Durch Nachtrocknen in Trockenhäusern oder künstliches Trocknen von Saatmais bei 43—54 ° C in „Carriers"-Apparat mit geregelter Lüftungseinrichtung werden außer *Fusarium* auch *Diplodia* und Blauschimmel *(Penicillium)* zu 90% abgetötet. Samenbeizung hat wechselnden Erfolg (siehe bei der folgende Krankheit). Frühes Auslegen der Saat wird empfohlen. Ein weitschichtiger Fruchtwechsel wirkt der Anreicherung des Bodens mit Schadpilzen entgegen.

Kühlland- Wurzel- und Kolbenfäule. Diese Fusariose ist in Amerika in den Nordstaaten der Union verbreiteter als im Süden. Allerdings können auch Schäden in Höhenlagen tropischer Länder, in denen

ein relativ kühleres Klima herrscht, auftreten, z. B. in Guatemala, Mittelamerika. In Südamerika ist die Krankheit ebenfalls vorhanden, z. B. in Argentinien. Aus den übrigen Weltteilen liegen mehr oder minder zahlreiche Meldungen vor. In den Angaben über Saatkornbefall von 4—76% mögen andere Schäden mit einbegriffen sein. Stark infiziertes Saatgut keimt gar nicht oder schwächlich, auflaufende Sämlinge kümmern, werden wurzelkrank und gehen oft sehr schnell zugrunde. Dunkelbraune eingesunkene Flecken verschiedener Größe können am Mesokotyl der Sämlinge auftreten und schließlich zur völligen Zerstörung führen. Der Schaft durchhaltender Pflanzen kann später ebenfalls ergriffen und so brüchig werden, daß er umknickt. Befallene Kolben zeigen meist eine fortschreitende Fäule, die entweder vom Scheitel beginnt oder umfassend Platz greift und alle Körner ergreift. Der Pilz, der den Befall verursacht, nistet sich entweder unter der Samenhülle ein oder haftet als rosiges Myzel mehr an der Oberfläche. — Erreger: *Gibberella Saubinetii (Fusarium graminearum)* (Abb. 18). Dieser auch als Ursache von Sämlingskrankheiten und Ährenbefall beim Weizen (siehe *Triticum*) und anderem Getreide schon häufiger genannte Schadpilz greift Mais, der sehr hohe Wärmegrade verlangt, gewöhnlich bei zu kühlen Temperaturen an, während das Umgekehrte bei Weizen der Fall ist. Temperaturen unter 20° C, die für Mais zu kühl sind zur Zeit der Bestäubung, begünstigen den Angriff des Pilzes, gegen den Sämlinge bei einer Wärme oberhalb 24° noch praktisch immun sind. Der Pilz dringt meist an den Durchbruchstellen der Wurzelkränze zumal von den beim schnellen Wachstum infolge Abstoßens von Gewebeteilen entstehenden Wunden aus, seltener auch durch die unverletzte Epidermis in die Pflanzenbasis ein und erst inter-, dann auch intrazellular vorwärts (9). Kolben- und Kornbefall finden vom Scheitel oder Griffelfäden des Kolbens sowie von Wunden aus mittels vom Wind verwehter oder durch Insekten herangetragener Sporen statt. Das Myzel entwickelt sich zwischen Perikarp und Samenschale. Es vermag hier 3 bis 4 Jahre lebensfähig zu bleiben. Mehl von infiziertem Mais soll ebenso wie das von befallener Gerste (siehe *Hordeum*) angegeben wird, giftig und ungenießbar für Mensch und Tier sein (10). — Außer *G. Saubinetii* gelten noch folgende Fusarien als Ursache von Sämlingsbefall: *Fusarium culmorum, F. oxysporum v. aurantiacum, F. avenaceum v. volutum (F. succisae)* und *F. poae (F. maydiperdum)* (10, 11, 12, 20); über die ökonomische Bedeutung und Verbreitung insbesondere der letzteren Pilze ist noch wenig bekannt. — Bekämpfung: Durch Verwendung gesunden, mit Heißluft auf 12% Feuchtigkeit zurückgetrockneten Saatguts ließ sich der Stand wesentlich bessern und der Ertrag steigern (14). Weizen ist in Mais-Weizen-Anbaugebieten als Vorfrucht zu meiden, auch lasse man Mais nicht auf sich selber folgen. Erfahrungsgemäß leiden nämlich die Sämlinge beim Anbau von Getreide nach Weizen

oder Mais viel heftiger als nach Klee, Luzerne oder anderen Futterpflanzen einschließlich Hafer (18). Zur Saatbeizung gegen samenbürtige Schadpilze werden verschiedene quecksilberhaltige pulverförmige, in Nordamerika (U. S. A.) unter Handelsnamen wie Bayer dust (335 g je 100 kg), Semesan Jr. (225 g je 100 kg), S. F. A. 225, Merko (225 g je 100 kg), Tillantin R usw. gehende Mittel empfohlen (15, 19). Von mancher Seite wird der Pilzangriff für sekundär gehalten, dagegen eine Anhäufung von Eisen und Aluminium in gewissen Böden als primäre Ursache der Anfälligkeit angesehen. Das Auftreten von Aluminium-Schäden an Mais gilt als Indikator für Mangel an verfügbaren Phosphaten. Durch Kalk- und Phosphatzufuhr ließ sich das Auftreten von Wurzelfäule in solchen Fällen stark herabdrücken (16). Gewisse Maissorten zeigen erhebliche Resistenz gegen Wurzelfäuleerreger wie *Diplodia zeae, Gibberella Saubinetti* und *G. Fujikuroi,* zwei Maisstämme auch gegen Brand *(Ustilago zeae)* (13, 17).

(1) Edgerton, C. W. and Kidder, A. F., Fungous infection of seed corn kernels and the importance of germination tests. Louisiana Agr. Exp. Sta. Bull. 193, 1925.

(2) Eddins, A. H., Corn diseases in Florida. Florida Agr. Exp. Sta. Bull. 210, 1930.

(3) Reinking, O. A., Philippine economic plant diseases. Philippine J. Sci., Sect. A. **13**: 165—274, 1918.

(4) Mendiola, V. B. The Fusarium disease of corn. Phil. Agr. **19**: 79—106, 1930.

(5) Wineland, Grace O., An ascigerous stage and synonymy for Fusarium moniliforme. Journ. Agr. Res. **28**: 909—922, 1924.

(6) Leonian, L. H., Dissociation and association in some strains of Fusarium moniliforme. Abs. in Phytopathology **20**: 144, 1930. — Derselbe, The pathogenicity and the variability of F. moniliforme from corn. West Viginia Agr. Exp. Sta. Bull. 248, 1932.

(7) Edwards, E. T., A new Fusarium disease of maize. A preliminary note on the pathogenicity of F. moniliforme Sh. v. subglutinans Wr. et Rg., and on the occurrence of the hitherto unrecorded ascigerous stage, Gibberella Fujikuroi (Saw.) Wr. v. subglutinans n. c. Agr. Gaz. N. S. Wales **44**: 895—897, 1933.

(8) Manns, T. F. and Philipps, C. E., Corn root rot studies. Journ. Agr. Res. **27**: 957—964, 1924.

(9) Pearson, Norma L., Parasitism of G. Saubinetii on corn seedlings. Journ. Agr. Res. **43**: 509—596, 1931.

(10) Savoff, C., Haupt-Krankheiten und -Beschädigungen von Mais in unserem Lande und Maßnahmen zu ihrer Bekämpfung. Landw. Bericht, Sofia **9**: 20—34, 1928 (bulgarisch).

(11) Valleau, W. D., Karraker, P. E. and Johnson, E. M., Corn root rot-a soil borne disease. Journ. Agr. Res. **33**: 453—476, 1926.

(12) Blattny, C., Fusariosa na Kakurici (Zea mays) malo znama chlorota mlaydych rostlin.-Ochrana Rostlin **11**: 129—132, 1931.

(13) Dickson, J. G., Studying the effect of environment upon the development of parasitic diseases and selecting for disease resistance presents problems in cooperation in research. Scient. Agr. **13**: 213—224, 1932.

(14) Russel, H. L., Morrison, F. B. and Elbing, W. H., New pages in farm progress. Ann. Rept. Wisconsin Agr. Exp. Sta. 1923/24 (Bull. 373), 99 pp., 1925.

(15) Holbert, J. R. and Koehler, B., Results of seed-treatment experiments with yellow dent corn. U. S. Dept. Agr. Tech. Bull. 260, 63 pp., 1931.

(16) Hoffer, G. N. and Trost, J. F., The accumulation of iron and aluminium compounds in corn plants and its probable relation to root rots II. Journ. Amer. Soc. Agron. **15**: 323—330, 1923. Dieselben, Influence of balanced nutrient supply on susceptibility of corn plants to Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc. Phytopathology **15**: 59—60, 1925.

(17) Holbert, J. R. and Dickson, J. G., The development of disease-resistant

strains of corn. Proc. International Congress Plant Sciences, Ithaca, 1926, I: 155—160. 1929.

(18) Koehler, B., Dickson, J. G. and Holbert, J. R., Wheat scab and corn root rot caused by Gibberella saubinetii in relation to crop succession. Journ. Agr. Res. **27**: 861—880, 1924.

(19) Melchers, L. E. and Brunson, A. M., Effect of chemical treatments of seed corn on stand and yield in Kansas. Journ. Amer. Soc. Agron. **26**: 909—917, 1934.

(20) Savulescu, T. und Rayss, T., Trockenfäule der Maiskolben in Rumänien. Ann. Inst. Recherches Agron. de Roumanie 5: 3—112, 1933 (Rumänisch).

Zeder s. ***Coniferen.***

Zitrone s. ***Citrus.***

Zuckermelone s. ***Cucumis melo.***

Zuckerrohr s. ***Saccharum.***

Zuckerrübe s. ***Beta.***

Zwiebel s. ***Allium.***

Zyklamen s. ***Cyclamen.***

2. Fusarien auf anderen Pilzen, auf tierischen Lebewesen, auf Rohstoffen und Erzeugnissen des Pflanzen- und Tierreiches sowie im Boden und Wasser

Vertreter einiger Gruppen (z. B. *Macroconia* und *Submicrocera*) wachsen in der Natur häufig auf dem Stroma anderer Pilze, meist *Sphaeriaceales* und *Hypocreaceales*. Über den Zweck dieser Vergesellschaftung sind wir noch nicht genügend unterrichtet. Als Helfer zur Niederhaltung der Schildlausplage sind Fusarien der Gruppen *Macroconia, Pseudomicrocera* und *Arachnites* oder Schlauchformen der Gattungen *Nectria (Sphaerostilbe)* und *Calonectria* von ökonomischer Bedeutung. Am verbreitetsten sind *Fusarium coccophilum*, die Konidienform von *Nectria (Sphaerostilbe) coccophila*; *Fusarium juruanum*, die Konidienform von *Calonectria diploa*; und *Fusarium larvarum*. Vergesellschaftet mit Schildläusen finden sich noch viele andere Fusarien. Außer auf Schildläusen kommen sie auf anderen tierischen Lebewesen vor. Über Fusarien als Verfärber von Holz siehe unter *Acer, Ochroma, Pinus* und *Populus*. Über die an Faserstoffen durch *Fusarium* hervorgerufenen Stockflecken siehe unter *Gossypium*. Von Leder, Knochen, Papier und Fleisch sind nur wenige Fusarien ermittelt. Schleimflüsse der Bäume sind dagegen fast regelmäßig von Fusarien besiedelt, darunter von Arten, die auch in verunreinigtem Wasser usw. vorkommen, und gelegentlich von solchen, die als Schadpilze an anderen Pflanzen bekannt sind. Die Fusariumflora auf Milch, Butter und Käse umfaßt meist durch Verunreinigungen eingeschleppte Pilze. Auch das dem Getreideschädiger *F. moniliforme* nahestehende *F. lactis* ist nicht auf Molkereierzeugnisse

beschränkt, sondern bereits als Obstfäuleerreger bekannt. Pilze einiger der im Folgenden berührten Herkünfte mögen im Boden heimisch sein, dessen noch wenig bekannte Fusariumflora der weiteren Erforschung harrt.

Fusarien als Bewohner anderer Pilze: *Ascomycetes, Basidiomycetes, Phycomycetes und „fungi imperfecti".*

Ascomycetes.

Pezizineae: Dasyscypha: Fusarium avenaceum
Humaria: Fusarium avenaceum
Peziza: Fusarium avenaceum
Phacidiaceae: Cryptomyces: Fusarium aquaeductuum
Fusarium lateritium
Pyrenomycetineae: F. gigas
Hypocreaceales.
Claviceps (Sclerotium clavus etc.) auf Gramineen:
Fusarium heterosporum + var. *congoense*
Fusarium avenaceum
Fusarium arthrosporioides
Epichloë Zahlbruckneriana: Fusarium ciliatum
Hypomyces lactifluorum: Fusarium orthoceras v. *longius*
Nectria cinnabarina: Fusarium aquaeductuum
Nectria cucurbitula: Fusarium aquaeductuum v. *medium*
Nectria galligena: Fusarium lateritium
Nectria meliopsicola: Fusarium aquaeductuum v. *medium*
Sphaeriaceales.
Cryptospora anomala: Fusarium ciliatum
Cucurbitaria: Fusarium aquaeductuum v. *medium*
Fusarium sphaeriae
Diatrype: Fusarium aquaeductuum v. *medium*
Fusarium lateritium
Fusarium scirpi v. *acuminatum*
Diatrypella: Fusarium aquaeductuum v. *medium*
Dothideaceae: Fusarium aquaeductuum v. *medium*
Hypoxylon: Fusarium aquaeductuum v. *medium*
Leptosphaeria: Fusarium sphaeriae
Massaria: Fusarium sphaeriae, F. ciliatum, F. expansum
Melanconis: Fusarium aquaeductuum + v. *medium*; *F. expansum*
Pseudovalsa: Fusarium aquaeductuum, F. expansum
Quaternaria: Fusarium aquaeductuum v. *medium*
Ustulina: Fusarium aquaeductuum v. *medium*
Valsaceae: Fusarium aquaeductuum v. *medium*
F. expansum, F. sphaeriae
Xylaria: Fusarium aquaeductuum v. *medium*
Laboulbeniomycetes: Laboulbenia: Fusarium larvarum
Basidiomycetes: Hemibasidii: Hemibasidiales
Ustilagineae:
Ustilago: Fusarium avenaceum + f. 1, *F. culmorum*
F heterosporum + var. *congoense*
F. moniliforme, F. nivale, F. poae, F. scirpi
Basidiomycetes: Eubasidii: Protobasidiomycetes
Uredineineae: Uredinales:

Melampsora (Caeoma): Fusarium avenaceum
Cronartium: Fusarium aquaeductuum, F. bactridioides
Phragmidium: Fusarium avenaceum
Puccinia poarum etc.: *Fusarium avenaceum, F. heterosporum*
F. scirpi v. *filiferum*
Uredo microglossae: Fusarium solani v. *minus*
Tremellineae:
Septobasidium pedicellatum: Fusarium coccophilum
Basidiomycetes: Eubasidii: Autobasidiomycetes
Dacryomycetineae:
Calocera glossoides: Fusarium coccophilum
Exobasidiineae:
Exobasidium vaccinii: Fusarium avenaceum
Hymenomycetineae:
Agaricus: Fusarium scirpi v. *filiferum*
Hypochnus (Rhizoctonia) solani: Fusarium lateritium
Lactaria: Fusarium orthoceras v. *longius*
Pholiota vetusta: Fusarium javanicum
Psalliota: Fusarium solani v. *Martii, F. solani, F. culmorum, F. oxyporum*
Nidulariineae: Cyathus: Fusarium De Tonianum
Sclerodermatineae:
Scleroderma vulgare: Fusarium arthrosporioides, F. avenaceum + f. 1, *F. equiseti, F. flocciferum, F. oxysporum* v. *aurantiacum, F. sambucinum* + f. 1, *F. scirpi, F. scirpi* v. *acuminatum, F. scirpi* v. *filiferum, F tricinctum.*
Phycomycetes: Mucorineae: Mucor et Phycomyces: Fusarium solani
Fungi imperfecti: *Hyphomycetes:*
Helminthosporium: Fusarium lateritium, F. scirpi
Sclerotium centrifugum: Fusarium Kühnii, auch auf Moosen und Flechten als Rindenbewohner an lebenden Laubbäumen.

Psalliota campestris, Champignon.

Champignonfäule. Sie bewirkt in England starke Verluste (1, 2) in Champignonkulturen. Die kranken Fruchtkörper bleiben klein, werden braun, welk und vergehen. Die Krankheit täuscht bisweilen Befall durch Trauermückenlarven (Sciariden) vor. Tatsächlich aber handelt es sich um Angriffe von Fusarien, die wahrscheinlich mit der Beeterde in die Kulturen eingeschleppt sind und vom Boden aus in die Fruchtkörper eindringen. — Erreger: *Fusarium solani* v. *Martii* (1), vielleicht noch andere Arten (2) (3). Schon 7 Tage nach Infektion mit Sporenaufschwemmungen einer Reinkultur des Pilzes traten ähnliche Erkrankungen wie bei natürlichem Befall auf. Der Pilz wurde reisoliert. Er ist Bodenbewohner. Da Fusariumkeime bei 60° C in 20 Minuten abgetötet werden und Mist während der Selbsterhitzung mindestens ebenso heiß wird, kommt er als Infektionsquelle nicht in Frage. — Bekämpfung: Durch Entseuchung der Erde vor Einbringung in die Beete mit Heißdampf und gründliche Ausräucherung der Räume mit Schwefelblüte (2,5 kg je 100 cbm Luftraum).

(1) Wood F. C. A new disease of cultivated mushrooms. Gardeners Chronicle 97: no 4920, April, 1935.

(2) Mushroom diseases. Successive stages in mushroom cultures. Part 3: Mushroom News (W. Darlington & Sons, Ltd., Worthing, Sussex) I, 9:4—11, 1934.

(3) An kranken Champignons sind noch festgestellt: *Fusarium solani* (2), *F. culmorum* und *F. oxysporum;* in der Erde von Champignonkulturen auch noch *Fusarium sambucinum* f. 2.

Fusarien auf tierischen Lebewesen:

Nematoden, Insekten, Spinnentieren, Lurchen, Kriechtieren, Vögeln, und Säugetieren.

Nematoden: *Heterodera* und *Tylenchus: Fusarium redolens* + f. 1

Insekten: *Orthoptera,* Geradflügler:

Nomadacris septemfasciata: F. sambucinum f. 6, *F. scirpi, F. scirpi* v. *filiferum, F. chlamydosporum, F. semitectum* v. *majus, F. moniliforme* v. *subglutinans*

Oedipoda coerulescens, blaue Feldheuschrecke: *Fusarium poae*

Schistocerca gregaria, Sch. paranensis, Wanderheuschrecken: *Fusarium solani*

Insekten: *Thysanoptera (Physopoda),* Blasenfüße: *Anaphothrips striatus: F. poae*

Insekten: *Coleoptera,* Käfer: *Demetrias unipunctata: Fusarium larvarum*

Coccinellidae (Marienkäfer): *F. avenaceum. — Notoxus: F. avenaceum*

Insekten: *Diptera,* Zweiflügler: *Clitellaria heminopla: Fusarium lateritium*

Fliege: *Fusarium avenaceum. Glossina morsitans,* Tsetsefliege: *F. semitectum*

Tephritis (Urophora) solstitialis Bohrfliege): *F. tricinctum*

Insekten: *Rhynchota,* Schnabelkerfe: *Homoptera,* Gleichflügler:

Aonidia crenulata: Fusarium juruanum

Aonidia lauri: Fusarium coccophilum, F. larvarum

Aphis (Blattlaus): *F. avenaceum*

Aspidiotus perniciosus, A. destructor, A. camelliae (A. rapax): Fusarium coccophilum, F. juruanum, F. larvarum, F. lateritium v. *longum, F. sambucinum, F. stilboides*

Asterolecanium miliaris, A. ventruosum: F. coccophilum, F. lateritium v. *longum*

Aulacaspis (Diaspis) pentagona: Fusarium coccophilum, F. juruanum

Ceroplastes rusci: Fusarium coccophilum, F. larvarum

Chrysomphalus aonidum, Chr. aurantii: F. coccophilum, F. juruanum, F. larvarum

Cicadina: Fusarium avenaceum (F. Speiseri, auf toter Zikade)

Chionaspis salicis: Fusarium coccophilum, F. larvarum, F. lateritium

Dialeurodes (Aleyrodes) citri, Mottenschildlaus, weiße *Citrus*-Fliege: *Fusarium coccophilum, F. scirpi*

Diaspis: Fusarium coccophilum, F. juruanum, F. equiseti v. *bullatum*

Fiorinia fioriniae: Fusarium juruanum

Gymnaspis (Aonidia) bullata: Fusarium juruanum

Howardia (Chionaspis) biclavis: Fusarium coccophilum

Ischnaspis longirostris: Fusarium juruanum

Lecanium: Fusarium coccophilum

Lepidosaphes (Mytilaspis) pinnaeformis (L. Beckii): Fusarium coccophilum (auch auf *L. Gloveri), F. juruanum, F. lateritium* + v. *longum, F. sambucinum* + f. 2, *F. scirpi* v. *caudatum, F. stilboides*

Parlatoria zizyphi: Fusarium coccophilum, F. larvarum

[*Planchonia*] *acaciae: Fusarium sambucinum*

? Porococcus: Fusarium coccophilum

Selenaspidus (Aspidiotus) articulatus: Fusarium juruanum

Insekten: *Lepidoptera,* Schmetterlinge:

Euchelia (Hypocrita) jacobaeae: Fusarium equiseti, F. lateritium

Pyrausta nubilalis: Fusarium moniliforme v. *subglutinans*

Insektenlarven: *Fusarium larvarum, F. avenaceum*

Arachnoidea, Spinnentiere: *Pediculopsis graminum: Fusarium poae*
Amphibia, Lurche: *Bufo murinus: F. graminearum, F. sambucinum*
Reptilia, Kriechtiere: *Chamaeleon* und *Lacerta: Fusarium orthoceras* ?
Aves, Vögel: *Turdus*, Drossel: *Fusarium avenaceum*
Mammalia, Säugetiere: *Canis*, Hund: *Fusarium scirpi* v. *caudatum*

Canis, Hund.

Hautpusteln. In Italien (1—3) ist von einem an pustularer Dermatitis erkrankten Hunde zusammen mit *Mucor racemosus* ein *Fusarium* isoliert, dessen Schadwirkung durch Infektion an Ratten und Meerschweinchen auch festgestellt werden konnte (1), aber von Mucor weit übertroffen wurde (2). — Erreger: *Fusarium scirpi v. caudatum (F. Moronei)* (1, 3, 4) (Abb. 92). Der Pilz ändert ab, wie aus Vergleichen von Einsporkulturen hervorgeht (4). In der Natur kommt er auf verschiedenen Pflanzen vor und dürfte daher wohl nur zufällig ins Fell geraten sein.

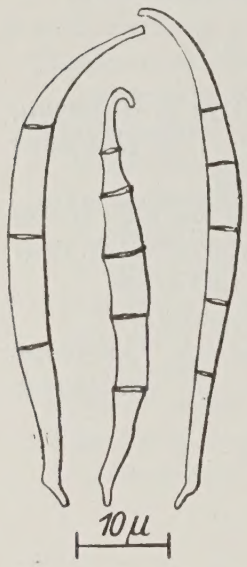

Abb. 92. *Fusarium scirpi* v. *caudatum*. (= *Fusarium Moronei*.) Vergr. 900. Der Pilz stammt von Hautpusteln eines Hundes

(1) Moronei, F., Sull'azione patogena di una specie nuova di Fusarium *(F. Moronei)*. Riv. di Biol. **10**: 141—154, 1928.

(2) Leinati, F., Micosi rare in animali. Osserv. cliniche e sperimentali. Atti R., Accad. Fisiocrit. Siena, Ser. X, 3:8 3—92, 1928.

(3) Curzi, M., Intorno alla posizione sistem. di un Fusarium isolato dalla pelle del cane. Atti Ist. Bot. R. Univ. di Pavia, Ser. IV, I: 95—105, 1929.

(4) Curzi, M., Su la mutazione di un ifomicete *(F. moronei)*. Atti 2. Congr. Naz. Microbiol., Milan, 1930 p. 49—52, 1930.

Boden und seine Fusariumflora im Lichte der Krankheitsforschung.

Viele Schadpilze der Pflanzen, Erreger von Welke, Wurzelfäule, Sämlingssterben und anderen Krankheitsformen, dringen vom Boden aus durch das Wurzelsystem in die Pflanze ein. Sie haben im Boden Heimatrecht. Viele bilden Chlamydosporen und können mit dieser Dauerform ungünstige Zeiten überstehen. Andere leben als Eindringlinge oder Gelegenheitsgäste im Boden und sonst vorwiegend auf Bäumen, Sträuchern usw. Der Boden vermag die Pilze während des Lebensabschnittes, in welchem er sie beherbergt, unmittelbar und für ihre Entwicklung und Lebensweise weitgehend und nachhaltig zu beeinflussen. Zahlreiche Fusarien sind im Boden festgestellt. Ihrer Verbreitung und ihrem Verhalten in verschiedenartigen Böden nachzugehen, kann für die Planung der Abwehrmaßnahmen gegen Schadpilze von Bedeutung sein. So ist die Kenntnis des Verseuchungsgrades eines Bodens mit Krankheitserregern wichtig für die Wahl der Fruchtwechselfolge. Ebenso läßt sich aus dem Verhalten einer Bodenart zu seiner Mikroflora in manchen Fällen seine Eignung für lohnenden Anbau wichtiger Nutzpflanzen auf Neuland bestimmen. Einige Pilze bevorzugen gewisse Böden und meiden andere (21, 23). Die meisten

Boden-Fusarien leben als aërobe Pilze in der oberen Bodenkrume; ihre Zahl nimmt mit der Bodentiefe schnell ab. Im Ackerboden finden sie sich also gerade im Bodenbereich der keimenden wie im Wurzelbereich der heranwachsenden Kulturpflanzen. Bei mehrjährigen Kulturen dringen sie den Wurzeln folgend auch in größere Tiefen vor. Die Wärmeansprüche dieser Pilze sind verschieden. Viele Untersuchungen liegen vor über die den Schadpilzen günstige Bodenwärme und -Feuchtigkeit in der Natur und zahlreiche Vergleiche über das Verhalten der Pilze in Reinkultur auf künstlichen Substraten und bei verschiedenen Temperaturen (2, 7—9). Diese Faktoren genügen aber nicht zur Erklärung der Unterschiede zwischen einem verheerenden Auftreten, gelegentlichen Aufflackern oder Fehlen von Krankheiten in ein und derselben Gegend. Hier mag der Boden strichweise verschieden sein und damit auch die Mikroflora sowie ihr Einfluß auf die Pflanzenwelt.

Die Tatsache, daß die Stärke des Auftretens von Welke, Fußkrankheiten und Wurzelfäule je nach Bodenart schwankt, ist bei den Welkekrankheiten von Banane, Baumwolle, Flachs, Batate, Tomate, Erbse, Taubenerbse *(Cajanus)*, Sunnhanf *(Crotalaria)* u. a., auch bei der Umfallkrankheit von Coniferen, Wurzel- und Kolbenfäule des Mais und bei der Fußkrankheit des Getreides bekannt (11, 12). Manche Böden mögen chemische Stoffe enthalten, durch deren Aufnahme die Pflanze unanfällig wird, oder auch Hemmungsstoffe für die Entwicklung der Bodenpilze. Jedenfalls ist der Einfluß der Bodenverhältnisse auf die Zusammensetzung der Mikroflora bedeutend, bei der Ursachenforschung der Krankheiten ein wichtiger Faktor und in den wechselnden Erfolgen mancher Abwehrmaßnahmen im Pflanzenschutz ausgeprägt (1, 3, 4, 5, 6, 10, 22, 25). Ein Bild solcher Bodeneinflüsse gibt uns unter anderem auch die Feststellung der Fusariumflora verschiedener Böden.

Einen guten Einblick in die Fusariumflora mittelamerikanischer Böden erhalten wir durch Untersuchungen der Bodenkrume von Banane- und Kakaobaum-Pflanzungen mit Aufschlüssen über die Verteilung der Pilzarten und damit teilweise auch solche über die Ursachen der Zu- und Abnahme der Befallsstärke unter wechselnden Bodenverhältnissen (13—20). Wahrscheinlich liegen ähnliche Beziehungen auch bei Krankheiten anderer Pflanzengattungen vor. Die erwähnten Untersuchungen umfassen eine große Anzahl verschiedener leichterer, sandiger bis schwererer lehmiger Böden. Auch ein Moorboden wurde geprüft. Alle anderen Böden waren alluvialer Entstehung. Ihre Wasserstoffionenkonzentration schwankte in Grenzen von P_h 3,8 bis 8. Etwa 48 verschiedene Fusarien wurden festgestellt und zwar in wechselnder Verteilung von folgenden Gruppen: Eupionnotes 2, Macroconia 2, Spicarioides 1, Sporotrichiella 1, Roseum 2, Arthrosporiella 4, Gibbosum 4, Discolor 5, Lateritium 1,

Liseola 3, Elegans 10 und Martiella 13 Vertreter. Mit Ausnahme von Roseum und Liseola sind es Gruppen, welche Chlamydosporen bilden; unter ihnen ist Martiella am häufigsten und die die Gefäßparasiten umfassende Gruppe Elegans nächst häufig angetroffen.

Nach ihrer Häufigkeit sind die Pilze von mittelamerikanischen Böden vorläufig, wie folgt, eingestuft: Als echte Bodenpilze gelten *Fusarium dimerum* (Abb. 93), *F. moniliforme, F. bulbigenum, F. oxysporum, F. solani* v. *Martii* f. 1, *F. solani* v. *eumartii* und *F. javanicum.* Die übrigen, als Eindringlinge des

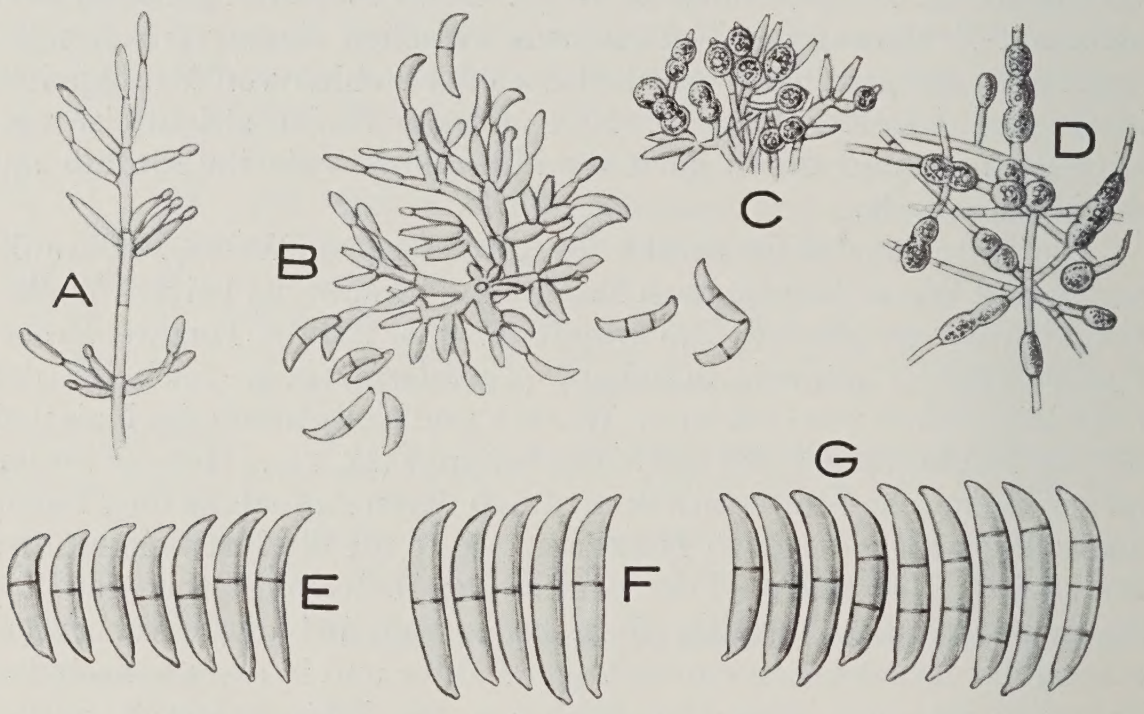

Abb. 93. *Fusarium dimerum.* A. Konidienträger; B. Trägerstand aus einem Sporodochium; C. Chlamydosporen an alten sporodochialen Fruchtständen; D. Chlamydosporen an Hyphen nach Überwässerung; E. Konidien einer Isolierung des Pilzes von Kartoffel *(Solanum tuberosum)*; F. Konidien von Gurke *(Cucumis sativus)*; G. Konidien aus Erde einer Azaleen-Topfpflanze *(Rhododendron molle)*, mit etwas höherer Septierung der Sporen. A—D, Vergr. 450; E—G, Vergr. 900

Bodens angesehenen Fusarien sind an ihre Wirtspflanzen so eng gebunden, daß sie bei Abwesenheit derselben allmählich verschwinden. Besonders auffällig war die Häufigkeit des *F. solani v. Martii* f. 1. Von diesem Pilze wurden in den verschiedenen Bodenproben je Gramm Boden von 120—17 200 (vereinzelt bis 143 500) lebensfähige Keime nachgewiesen. Als Maximum wurden für *Fusarium oxysporum* und *F. equiseti v. bullatum* 3000 und 2500 Keime je Gramm Boden gezählt. Die meisten Fusarien fanden sich in der oberen 2,5 cm-Bodenschicht. Ausgenommen mögen leichtere halbtrockene Gebiete oder brachliegende Flächen mit sehr heiß werdender Oberflächenschicht sein. In solchen reicht die größte Dichte der Keime oft etwas tiefer herab als 2,5 cm. *Fusarium solani v. Martii* f. 1 fand sich bis 60 cm tief vor.

In Böden von Kolorado, wo Pilze bis zu einer Tiefe von 2 m

vorhanden waren, und solchen in Dänemark zählten Fusarien zu den verbreiteteren und am häufigsten anzutreffenden Bodenpilzen. Der Anbau bestimmter Pflanzen z. B. Weizen scheint ihre Anreicherung zu begünstigen. In Österreich waren Fusarien besonders in Kartoffelfeldern und Weingärten häufig. Die Mehrzahl der Fusarien bevorzugt leichtere Böden. Die meisten echten Bodenbewohner ziehen einen sauren dem alkalischen Boden vor, der häufigste Bodenpilz, *F. solani v. Martii* f. 1, findet dagegen im alkalischen Boden besonders günstige Entwicklungsbedingungen. Bewässerung in halbtrockenen Gebieten leistet einer Anreicherung der Bodenkrume mit Fusarien Vorschub. Die stärkste Besiedelung mit dieser Pilzgruppe wurde in gleichmäßig bewässerten Feldflächen und in Gegenden mit gleichmäßig verteilten Niederschlägen festgestellt. Da aber eine Summe von Faktoren des Bodens und Klimas das Pilzleben bestimmt, lassen sich aus den wenigen hier genannten Einflüssen keine allgemeinen Schlüsse ziehen.

Besonders lehrreich war auf Bananefeldern (Alluvialboden einer Flußniederung) mit durchschnittlich 100%igem Befall durch den Erreger der Welke das strichweise beobachtete Freibleiben der Banane von jeglicher Krankheit. Hier handelte es sich um Einlagerungen schwereren lehmigen Bodens, der arm an Fusarien war. Die Erfahrung, daß Pflanzen auf sandigen Böden stets mehr Befall aufweisen, als auf Lehmboden unabhängig von der Reaktion derselben, gründet sich auf zahlreiche Beobachtungen und steht im Einklang mit dem Nachweis ihrer Anreicherung an Fusarium. Nimmt letztere stark zu, so vermehren sich die Angriffe. Alle Wurzeln werden befallen, und die Pflanze hat nicht Zeit, sich durch Bildung von Schutzgewebe ihrer zu erwehren. Ist der Boden jedoch arm an Pilzkeimen, so gewinnt die Pflanze die Oberhand und bleibt gesund (17, 24).

Eine Erklärung für die Unterschiede in der Fähigkeit des Pilzes, in verschiedenen Bodenarten mehr oder minder leicht Fuß zu fassen, ist noch nicht gefunden.

Nach den vorliegenden Feststellungen kann man zwischen echten (einheimischen), fast regelmäßig vorhandenen und eingedrungenen, von ihrer Wirtspflanze abhängigen Bodenfusarien unterscheiden. Zu den letzteren zählen die gefäßparasitären Erreger von Welkekrankheiten, unter denen als Beispiel bereits mehrfach die Bananenwelke genannt ist. Der Erreger der Bananenwelke wurde nur von Böden um kranke Bananen herum (hier aber in Mengen von 10—1600 Keimen je Gramm Boden in der oberen Krume am häufigsten, nach unten zu in schnell abnehmender Zahl) isoliert, niemals vom Standorte gesunder Pflanzen oder von Neuland. Der Pilz ist an seine Wirtspflanze eng gebunden. Er kann in neue Pflanzungen aus alten verseuchten Anbaugebieten mit kranken Setzlingen oder Verkehrsmitteln eingeschleppt werden.

Der Befallsgrad wird nach den vorliegenden Untersuchungen an

der wechselnden, durch Zählung der Keime meßbaren Anreicherung des Pilzes im Boden erkannt. Man kann also durch Probepflanzungen ein Urteil über den Anbauwert eines Bodens gewinnen, indem man die Schnelligkeit der Vermehrung bestimmter Schadpilze verfolgt und den Verlauf der Krankheit nachweist (17). Augenscheinlich schwankt die Fähigkeit eines Pilzes, als Saprophyt im Boden für einen Zeitraum von Jahren durchzuhalten, mit der Bodenart erheblich. In Böden, in denen er gedeiht und sich schnell vermehrt, wird er auch in Abwesenheit seiner Wirtspflanze länger ausharren als in solchen, die ihm nicht zusagen. So blieb der Bananenpilz auf sandigen, seiner Entwicklung förderlichen Böden noch nach 10 Jahren andauernden Ausschlusses seiner Wirtspflanze am Leben, während er in schwereren Böden, die ihn nicht begünstigen, sehr bald völlig verschwindet. Die genaue Erforschung dieser Verhältnisse ist für die Länge und Art der Fruchtwechselfolge entscheidend.

(1) Bisby, G. R., James, N. and Timonin, M., Fungi isolated from Manitoba soil by the plate method. Canadian Journ. of Res. **8**: 253—275, 1933.

(2) Clayton, E. E., The relation of soil moisture to the Fusarium wilt of the tomato. Amer. Journ. of Botany **10**: 133—146, 1923.

(3) Garrett, S. D., Factors affecting the pathogenicity of cereal foot-rot fungi. Biological Reviews **9**: 351—361, 1934.

(4) Henry, A. W., The natural mycoflora of the soil in relation to the foot-rot problem of Wheat. Canadian Journ. of Res. **4**: 69—77, 1931.

(5) Janke, A. and Holzer, H., Über die Schimmelpilzflora des Bodens. Centralbl. für Bakt. Abt. II, **79**: 7, 1929.

(6) Jensen, H. L., The fungus flora of the soil. Soil Sci., **31**: 123—158, 1931.

(7) Jones, L. R. and Tisdale, W. B., The influence of soil temperature upon the development of flax wilt. Phytopathology **12**: 409—413, 1922.

(8) Jones, L. R., The relation of environment to disease in plants. Amer. Jour. of Botany. **11**: 601—609, 1924.

(9) Jones, L. R., Johnson, J. and Dickson, J. G., Wisconsin studies upon the relation of soil temperature to plant disease. Wis. Agr. Exp. Sta. Res. Bull. 71, 1926.

(10) Le Clerg, E. L., Distribution of certain fungi in Colorado soils. Phytopathology **21**: 1073—1081, 1931.

(11) Moritz, O., Entstehungsbedingungen und Verhütungsmöglichkeiten der Ophiobolose des Weizens. Vorläufige Mitteilung. Nachrichtenbl. Deutsch. Pflanzenschutzdienst, **11**: 100—101, 1931.

(12) Moritz, O., Weitere Studien über die Ophiobolose des Weizens. Arb. Bio. Reichsanst. für Land- und Forstwirtsch. **20**: 27—48, 1932.

(13) Reinking, O. A., Fusaria inoculation experiments. Relationship of various species of Fusaria to wilt and Colorado disease of banana. Phytopath. **16**: 371—392, 1926.

(14) Reinking, O. A., Interesting new fusaria. Zentralbl. für Bakt. Abt. II, Bd. 89: 509—514, 1934.

(15) Reinking, O. A., Parasitic and other fusaria counted in Costa Rica and Panama soils. Zentralbl. für Bakt. Ab. II. Bd. 90: 6—17, 1934.

(16) Reinking, O. A., The distribution of banana wilt. Philipp. Journ. of Sci. **53**: 229—243, 1934.

(17) Reinking, O. A., Soil and Fusarium diseases. Zentralbl. für Bakt. Ab. II. Bd. 91: 243—255, 1935.

(18) Reinking, O. A. and Manns, M. M., Parasitic and other fusaria counted in Tropical soils. — Zeitschr. für Parasitenkunde. **6**: 23—75, 1933.

(19) Reinking, O. A. and Manns, M. M., Parasitic and other Fusaria counted in Colombia soils. Zentralbl. für Bakt. Abt. II. **89**: 502—509, 1934.

(20) Reinking, O. A. and Wollenweber, H. W., Tropical fusaria. Philippine Journ. Sci. **32**: 103—253, 1927.

(21) Russell, E. J., The micro-organism of the soil. The Rothamsted Monographs on Agr. Sci. 1923.

(22) Sanford, G. B. and Broadfoot, W. C., Studies of the effects of other soil-inhabiting micro-organisms on the virulence of Ophiobolus graminis Sacc. Scien. Agr. **11**: 512—528, 1931.

(23) Waksman, S. A., Principles of soil microbiology. Williams and Williams. 1927.

(24) Walker, J. C. and Snyder, W. C., Pea Wilt and Root Rots. Agr. Exp. Sta. Univ. Wis. Bull. 424, pp. 1—16, 1933.

(25) Wollenweber, H. W., Pilzparasitäre Welkekrankheiten der Kulturpflanzen. Ber. Deut. Bot. Gesell., Bd. 31: 17—34, 1913.

Bücher mit *Stockflecken.*

Stockflecken in Büchern entstehen durch verschiedene Pilze. Bei starkem Befall verkleben die Seiten, wird das Papier mißfarbig, brüchig, der Druck unleserlich. Unter den Schädigern ist gelegentlich auch *Fusarium* nachgewiesen (1, 2).

(1) Bakhtin, V. S., Pilze, die Bücher schädigen. Abhandl. d. Pan-Soviet. Zusammenkunft der Botaniker in Leningrad im Januar 1928, S. 169—170, 1928 (russisch).

(2) Sartory, A., Sartory, R., Meyer, J. et Bäumli, H., Reproduction expérimentale de maladies cryptogamiques du papier. — Comptes rendus Acad. des Sciences. **199**: 222—224, 1934.

Fleisch-Verderben.

Fusarium-Befall ist im allgemeinen bei Fleisch selten. Unter den gelegentlich von Fleischproben selbst sowie von Wänden und Ausrüstungsgegenständen der Packräume isolierten Mikroorganismen ist nur vereinzelt ein *Fusarium* (1) nachgewiesen. — Zur Abwehr von Fleischbefall wird eine Schutzbehandlung der Ware mit Natrium-Hypochlorit empfohlen. Auch Ozon in hoher Konzentration und bei längerer Einwirkungsdauer erwies sich in Gegenwart von Feuchtigkeit als keimtötend.

(1) Yesair, J., The action of disinfectants on moulds. Abstracts of Theses, Chicago Univ. Sci. Ser. **6**: 361—365, 1929.

Knochen.

Fusarium-Befall an Teilen tierischer Skelette, weggeworfenen Knochen von Schlachtvieh, Vogelgerippen usw. wird nur des besonderen Vorkommens wegen kurz berührt sowie aus dem Grunde, weil die hier in Betracht kommende Fusariumflora Getreideschädiger oder ihnen nahestehende Pilze umfaßt. Es sind festgestellt: *Fusarium avenaceum* am Fuß einer toten Drossel *(Turdus* sp.*)* aus Dänemark, *F. culmorum, F. scirpi, F. scirpi v. acuminatum* und *v. filiferum* vom Knochen eines Schlachtviehs in Mähren, sowie *F. merismoides* und *F. equiseti (F. ossicola)* von Rinderknochen in Süd-Carolina.

Leder.

Lederflecken. Rohleder und Lederartikel erleiden mitunter Werteinbußen, wenn sie mit Flecken behaftet sind, die das Aussehen der Fertigware beeinträchtigen oder als Fehler gelten, die die Dauerhaf-

tigkeit des Leders gefährden. Unter den Mikroorganismen, die an irgendwie schadhaftem Leder vorkommen, findet sich auch *F. avenaceum (F. putrefaciens)* (1). Bei sachgemäßer Lagerung gut gegerbter Häute, richtiger Behandlung in den Leder verarbeitenden Werken und Pflege der Fertigware dürften Flecken oder gar Verschimmelungen leicht zu verhüten sein.

(1) Mason, F. A., Micro-organisms in the leather industries. I. A systematic arrangement of the fungi mentioned in the literature of leather technology. Bull. of the Bureau of Bio-Technology (Murphy & Son Ltd., Sheen Lane, London) p. 67—78, 1921.

Molkereierzeugnisse.

Verschlechterung der Erzeugnisse durch Verunreinigungen. In nicht ganz einwandfreier frischer sowie auch in geronnener Milch, in fleckiger Butter und in Käse mit Rindenfehlern oder Beigeschmack finden sich Keime von Mikroorganismen, die nicht hineingehören, vor allem Spaltpilze, aber auch Fadenpilze, darunter Fusarien. Völlig verdorbene Nahrungsmittel können hier unberücksichtigt bleiben, da sie nicht in den Handel kommen. Auch stark verschlechterte, als gesundheitsschädlich oder ungenießbar beanstandete Milch und Milcherzeugnisse sind Ausnahmen. Unauffällige Veränderungen sind dagegen wichtig, da die Entwertung leicht übersehen wird und die eingedrungenen Keime die Haltbarkeit und Bekömmlichkeit verringern. — Erreger: *Fusarium lactis* (1) (Abb. 23) in frischer Vollmilch, in geronnener Milch und in Butter (7); *F. culmorum* (5), *F. reticulatum* (3) und *F. solani* in Milch, Butter und Käse; *F. poae* (Abb. 11) in frischer Vollmilch und Butter (7, 8); *F. oxysporum* in Butter und Käse (7) und *F. moniliforme, F. dimerum* sowie *F. bulbigenum* in Butter (8). Die wenigen genaueren Feststellungen beziehen sich vorwiegend auf Milch und Versandbutter. Die meisten Keime enthält ungesalzene Butter. *Fusarium culmorum* wird mehrfach als Ursache von Rotfleckigkeit bei Butter von Neu-Seeland (4, 5) erwähnt. Durch die an Packstoffen haftenden Tautropfen, die aus nicht genügend entwässerter Butter stammen, sowie durch Verwendung mit Glyzerin und Salz getränkter Hüllen zum Einwickeln der Versandware wird die Empfänglichkeit für Befall erhöht (5). Aus irischer Butter ist *F. reticulatum* (3) isoliert worden. *F. lactis* findet sich als Verunreinigung in Frischmilch, in geronnener Milch (1), in Butter verschiedenster Herkunft, in der Natur ferner auf Kernobst, in Erde und im Staub der Luft (7). Manche Pilze wie *F. solani* erzeugen widrige Modergerüche, andere wie *F. oxysporum* dagegen einen angenehmen, aromatischen, fliederähnlichen Duft in Milch und Käse. Die Beurteilung dieser Eindringlinge ist daher verschieden, besonders beim Käse. Z. B. ist in kleinen Käsen aus Mähren ein *Fusarium* nachgewiesen, das ölige, bräunliche, stellenweis rosige Schimmelflecke erzeugt (2), aber höchstens bei sehr starker

Verfärbung als Ursache eines Käsefehlers mißliebig wird, sonst eher ein Edelschimmelpilz ist, der die Reifung unterstützt und das Aroma verbessert. Er wird mit einem in französischen Briekäse (6) gewöhnlich in geringer Menge vorhandenen *Fusarium* (angeblich *F. sarcochroum*) verglichen. Ob es sich hier auch um *F. oxysporum* handelt, das in Butter ziemlich häufig ist (7), um *F. reticulatum* oder einen anderen Pilz, bleibt zu ermitteln. In der Natur sind diese Pilze mehr oder minder verbreitet, können also mit Futter, Stroh, Erde und Staub in den Stall und von dort mit der Milch in Meiereien und deren Erzeugnisse geraten. — Abwehr: Durch Sauberkeit, Hygiene in der Tierhaltung, Sorgfalt bei Gewinnung und Verarbeitung sowie beim Versand (Verwendung geeigneten Packmaterials) usw.

(1) Pirotta, R. e Riboni, G., Studii sul latte. Archivo Labor. Bot. Crittogam. Pavia **2**: 316, 1879. — Saccardo, Syll. **4**: 709, 1886.

(2) Laxa, O., Eine Fusariumart als Ursache eines Käsefehlers. Centr. f. Bakt. Abt. II. **78**: 93—95, 1929.

(3) Grimes, M., Kennelly, V. C. E. and Cummins, H. A., A study of fungi found in butter. Scient. Proc. Roy. Dublin Soc., N. S. **19**, 549—569, 1930.

(4) Morgan, G. F. V., Moulds in unsalted butter. Research at Wallaceville Laboratory. New Zealand Journ. Agr. **39**: 38—46, 106—113, 174—179, 1929.

(5) Vernon, T. R., The deterioration of dairy-produce by moulds. New Zealand Journ. of Sci. and Techn. 15: 237—247, 1934.

(6) Loubière, A., Sur la flore fongique du fromage de Brie. Comptes rendus Acad. Sci. Paris **170**: 336—339, 1920.

(7) Wollenweber, H. W., Bestimmungen aus dem Bakteriol. Inst. d. Preuß. Versuchs- u. Forschungsanst. f. Milchwirtschaft, Kiel (Leiter: Prof. Dr. Henneberg) übersandter Reinkulturen von Pilzen aus Milch und Milcherzeugnissen.

(8) Bisby, G. R., Jamieson, M. C. and Timonin, M., The fungi found in butter. Canadian Journ. Res. **9**: 97—107, 1933.

Schleimflüsse der ***Bäume.***

Saft- oder **Schleimflüsse** sind keine Krankheit, sondern von Pilzen, darunter Fusarien, und anderen Lebewesen besiedelte, von hervorsickerndem, zuckerhaltigem Baumsaft gespeiste gallertige, rötliche, bräunliche oder hellfarbige Überzüge unvollkommen verheilter Wunden. Sie finden sich an vielen Laubbäumen, auch an alten Rebstöcken, seltener an Nadelhölzern und bedecken die Schnittfläche von Baumstümpfen oder quillen an Stämmen und Astscheiben lebender Bäume hervor, Spalten, Risse, Frostleisten oder Wunden anderer Art bevorzugend. Bei Dürre trocknen sie zeitweise ein und verkrusten, bei Nässe weichen sie wieder auf. Alljährlich erhalten sie Zufluß beim Saftsteigen. Gelingt es dem Baume nicht, die Schadstellen zu überwallen, und nimmt sein Stammumfang zu, so reißen die Wunden auf und triefen von neuem. Andauerndes Herabsickern von Baumsaft bewirkt eine Schwächung, die zu vorzeitigem Laubfall führen und die Vorbedingung für Krankheiten schaffen kann. Meist wachsen mit Schleimflüssen behaftete Bäume (Ahorne, Birken, Buchen, Eichen (2), Kastanien (6), Linden (1), Pappeln, Ulmen (3, 4, 5) usw.) anscheinend normal weiter. Die Pilzwatten enthalten Spaltpilze, Hefen und Fadenpilze, Saprophyten und Gärorganismen, auch Kleintiere wie

Milben, Infusorien, Älchen, Mücken, Fliegen, Käfer usw. als Gelegenheitsgäste, dagegen nicht oder kaum holzzerstörende Pilze und Erreger von Baumkrankheiten. Folgende Fusarien sind in Schleimflüssen

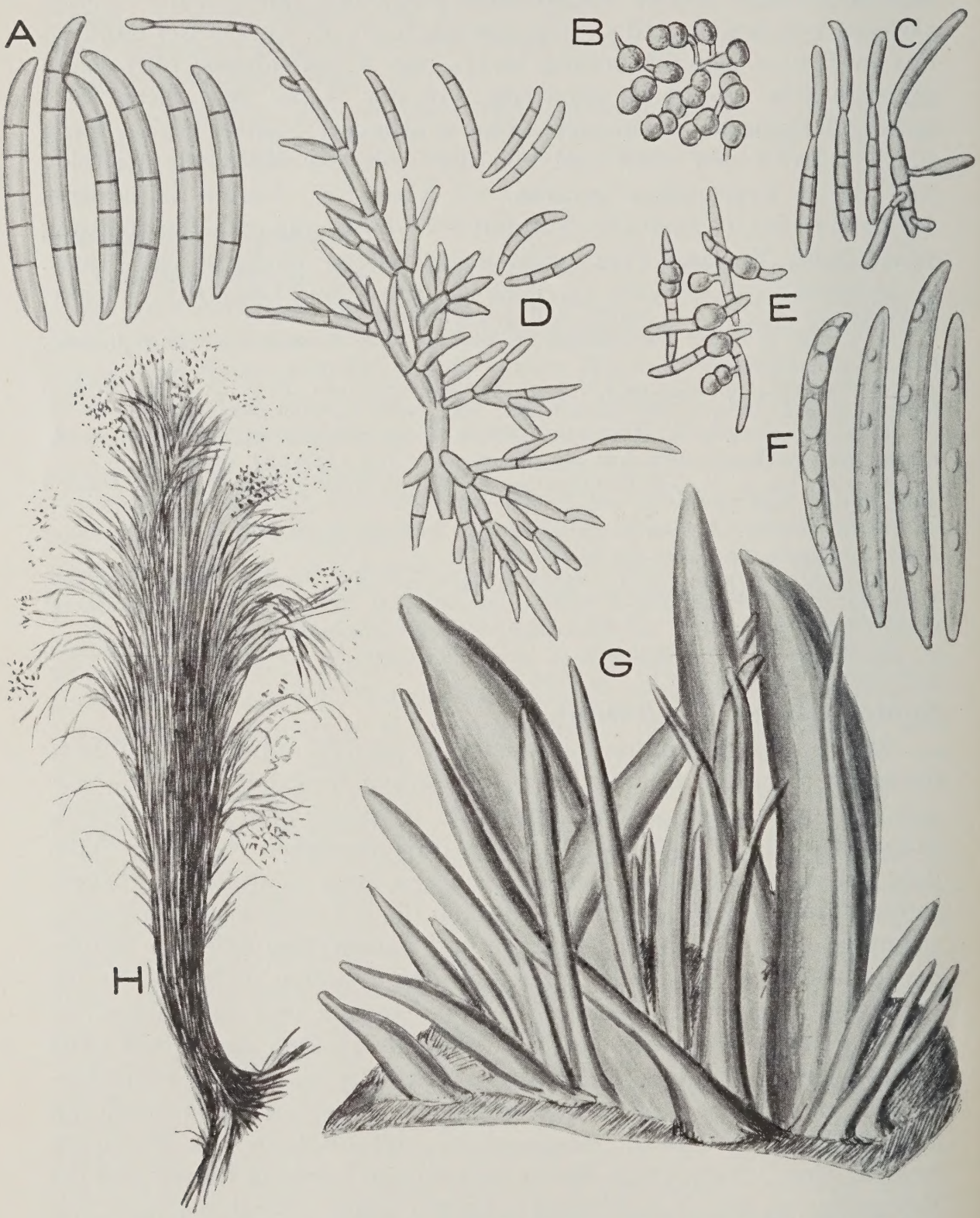

Abb. 94. *Fusarium merismoides.* Von einem faulenden Weizenkorne *(Triticum)*. A. Normale Konidien; B. Chlamydosporen im Myzel; C. Keimende Mutterkonidien mit Jungkonidien; D. Konidienträger; E. Chlamydosporen aus einer alten Pionnotes; F. Unreife Konidien ohne Querwände; G. Koremiumartige Zotten aus der Pionnotes hervorsprossend; nach dem natürlichen Vorkommen auf einem faulenden Weizenkorne dargestellt; H. Koremium mit allseitig ausstrahlenden Konidienträgern am Scheitel und stielartig verjüngter Basis. A und F, Vergr. 900, B—E, Vergr. 450, G und H, Vergr. 45. Derselbe Pilz findet sich auch in Saftflüssen von Laubbäumen, an Maisstoppeln, faulen Blumenzwiebeln, Kartoffeln, Nieswurz *(Helleborus)* usw.

festgestellt: *Fusarium merismoides* (Abb. 94), *F. merismoides v. chlamydosporale, F. melanochlorum (Nectria flavo-viridis)*, seltener *F. avenaceum, F. solani v. Martii* und Pilze aus dem Formenkreise des *F. aquaeductuum* z. B. an Eiche (2) und *F. aquaeductuum v. medium* an *Ostrya virginica* in Wisconsin (4) (siehe auch Wasser-Verunreinigungen) — Abwehr: Wenn nötig durch Wundbehandlung, um die Ausheilung zu beschleunigen.

(1) Ludwig, F., Über das Vorkommen des Moschuspilzes im Saftfluß der Bäume. Centr. Bakt. I, **10**: 214, 1891. — Der Milch- und Rotfluß der Bäume und ihre Urheber. Ebenda, S. 10—13, 1891.

(2) Glück, H., Der Moschuspilz. Englers Bot. Jahrb. 1902 S. 495—515, Taf. 15—16.

(3) Petri, L., Osservazioni sul flusso mucoso dell' Olmo. Ann. R. Istit. Super. Nazion. Firenze **3**: 75—92, 1918.

(4) Wollenweber, H. W., Fusarium-Monographie. Z. f. Parasitkde **3**: 297—308, 1931. Sorauer, Handb. d. Pflanzenkrkhten 3. Aufl. Bd. **3**: 739, 1932.

(5) Ogilvie, L., Observations on the "Slime-Fluxes" of trees. Transactions British Mycological Society. **9**: 167—182, 1924.

(6) Svolba, F., Untersuchungen über den Schleimfluß der Roßkastanie. Gartenbauwiss. 9: 390—404, 1935.

Wasser-Verunreinigungen.

Verunreinigungen von Wasser durch Fusarien sind mehrfach aus Europa gemeldet (1—6). An den Ausmündungshähnen von Wasserleitungen hängende schleimige Pilzwatten grauer oder rötlicher Färbung deuten auf solche Verunreinigung hin. Auf künstliche Nährböden übertragene Pilzfäden werden bald ziegelrot und fruchten mit kleinen sichelförmigen, 1-, 2- oder mehrzelligen Sporen. Die festgestellten Fusarien sind eigentlich im Walde heimisch. Sie finden sich häufig in Schleimflüssen (siehe da) der Bäume. Von einigen kennt man auch die zugehörige Schlauchform (4). Sie entsteht auf totem Holz, auf Baumrinde, am Boden liegendem Reisig und dürren Ästen der Baumkrone, und bevorzugt die Fruchtlager anderer Schlauchpilze *(Sphaeriaceen)*, zwischen deren schwarzen Schlauchfrüchten sie als Ansammlung blutroter Pünktchen erscheint. Aus dem Walde geraten diese Pilze mit Treibholz oder auf andere Weise ins Wasser und siedeln sich an, wo sie Halt finden, an Holz- und Mauerwerk von Flußwehren, Schleußenanlagen, Mühlenrädern, Turbinenschaufeln, werden in Wasserleitungen verschleppt und gelangen in Zinkbecken von Aquarien, in Springbrunnenbecken usw. Sie bevorzugen Zinkrohre und haften gern an Stellen, wo Wasser Kalk absetzt. Dadurch tragen sie zur Verstopfung der Rohre bei. Einige Pilzstämme strömen bei starker Entwicklung einen moschusartigen Geruch aus und werden hierdurch lästig. Flüsse und Bäche führen genügend Nährstoffe für diese Mikroorganismen mit sich durch Waschwässer von Zellulosefabriken und anderen Werken, Kanalwässer von Städten und Siedelungen, Abwässer von Brauereien usw. Ausgedehnte Pilzwatten können mechanische Störungen im Getriebe von Wassermühlen hervorrufen. Die Pilze: *Fusarium aquaeductuum (Nectria episphaeria v. coronata)*

(Abb. 95), *F. aquaeductuum v. medium (Nectria episphaeria)*, seltener *F. merismoides v. crassum* und *F. avenaceum*. Sie kommen in Europa sowie auch in Amerika vor. Bei Zunahme von Faulschlamm z. B. in städtischen Kanalwässern (6) oder in stark verschmutzten offenen Abwässergräben treten die genannten Pilze zurück, doch finden sich hier verbreitete Bodenbewohner wie *Fusarium solani* und bisweilen Ver-

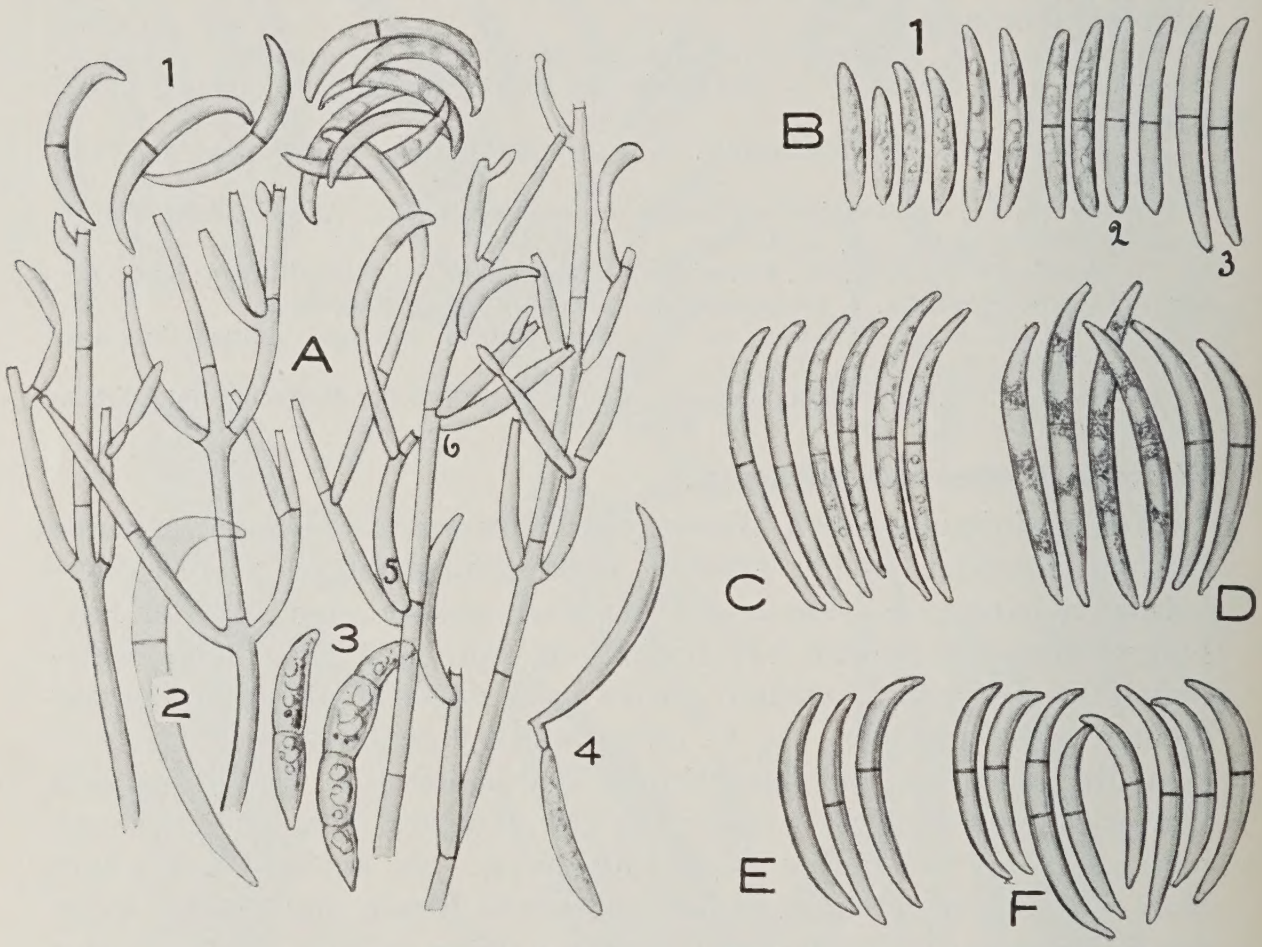

Abb. 95. *Fusarium aquaeductuum: Nectria episphaeria* v. *coronata*. Vergr. 900. A. aus einer Wasserleitung: 1. Normale Konidien; 2. Sehr große Konidie; 3. Gequollene Konidien; 4. Tochterkonidie an einem kurzen Sterigma der Mutterkonidie entstehend; 5, 6. Konidienträger; B, aus Schlamm einer Kläranlage isolierter Pilz mit verhältnismäßig kurzen Konidien; C, D, aus Abwässern einer Zellulosefabrik isoliert: C, normale; D. etwas gequollene, meist unseptierte Konidien; E, aus der Pilzkulturensammlung vorm. Kral, Prag, zum Vergleich bezogener Pilz; F, vom Flußwasser bespülte rötliche Pilzwatten an den Wänden eines Wehres fruchteten nach Übertragung auf künstliche Nährböden in lachsroter Pionnotes aus Konidien

treter des Formenkreises von *Fusarium merismoides* (siehe Schleimflüsse). — Abwehr: Durch Maßnahmen der Wasserhygiene.

(1) Radlkofer, L., Über die Verunreinigung eines der Münchener Trinkwässer. Kunst- u. Gewerbebl. d. Polytechn. Ver. f. Bayern 1863, S. 1—17, Fig. 2—3.

(2) Lagerheim, G. von, Zur Kenntnis d. Moschuspilzes, *F. aquaeductuum* Lagh. *(Selenosporium aquaeductuum* Radl. et Rabh., *Fusisporium moschatum* Kit.). Centr. Bakt. II, **9**: 655, 1891, mit Abb.

(3) Moniez, R., Le champignon musqué *(Selenosporium aquaeductuum)* et ses rapports avec l'inspection des eaux d'alimentation de la ville de Lille. Revue mycol. **15**: 140—145, 1893.

(4) Wollenweber, *Fusarium*-Monographie. Z. f. Parasitkde **3**: 297—308, 1931.

(5) Butcher, R. W., Contribution to our knowledge of the ecology of sewage fungus. Trans. Brit. Mycol. Soc. **17**: 112—124, 1932.

(6) Bandmann, Über die Pilzvegetation aus den Breslauer Kanalwässern. 72. Jahresber. d. schles. Ges. f. vaterl. Kultur, 1894, S. 86—90.

Fusarium-Synonymie und -Homonymie

Die folgende Übersicht enthält die Synonyme und Homonyme von Vertretern der Formgattung *Fusarium* und ihrer festgestellten Schlauchformen, Nectria, Calonectria, Gibberella und Hypomyces, einschließlich zweifelhafter, ausgeschiedener und bei anderen Gattungen untergebrachter Pilze.

Fusarium *acaciae* Cke. et Hark. = *F. lateritium*
Gibbera *acervalis* Fuck. = *Gibberella baccata*
Gibberella *acervalis* (Moug.) Sacc. (pr. p.) = *Gibberella baccata*
Sphaeria *acervalis* Wallr. (non Moug.) = *Gibberella baccata*
Gibberella *acervalis* (Moug.) *v. juniperi* Desm. Sacc. = *Gibberella baccata*
Sphaeria *acervalis* (Moug.) *v. juniperi* Desm. = *Gibberella baccata*
Sphaeria *acervalis* (Moug.) *v. samararum* (Desm.) Mor. et Rob. = *Gibberella baccata*
Fusarium *acicola* Bres. = ? *Ramularia*
,, *acremoniopsis* Vinc. = *F. larvarum*
Lachnidium *acridiorum* (Trab.) Giard. = *F. solani*
Fusarium *acridiorum* (Trab.) Brougn. et Del. = *F. solani*
,, *acuminatum* Ell. et Ev. = *F. scirpi v. acuminatum*
,, *Aderholdi* Osterw. = *Cylindrocarpon radicicola* Wr.
,, *adesmiae* P. Henn. = *Ramularia adesmiae* (P. Henn.) Wr.
,, *aduncisporum* Weim. et Hart. = *F. solani v. aduncisporum*
,, *aecidii tussilaginis* All. = *F. avenaceum*
,, *aeruginosum* Del. = *F. coeruleum*
Fusidium *aeruginosum* Link = *Cylindrium aeruginosum* (Lk.) Lindau
Fusarium *affine* Fautr. et Lamb. = *Hymenula affinis* (Fautr. et Lamb.) Wr.
,, *affine* Sherb. (non Fautr. et Lamb.) = *Septomyxa affinis* (Sherb.) Wr.
,, *agaricorum* Sarr. = non *Fusarium*
Nectria *aglaothele* Berk. et Curt. = *Nectria coccophila*
Calonectria *agnina* (Rob.) Sacc. = *Calonectria decora*
Fusarium *ailanthinum* Speg. = ? *F. lateritium*
,, *alabamense* Sacc. = ? *Leptosporium*
,, *Alberti* Roum. = *F. lateritium*
,, *albido violaceum* Dasz. = *F. orthoceras*
,, *albizziae* Wor. = *F. merismoides*
,, *albo-carneum* (Cke. et Harkn.) Sacc. = ? *Fusidium*
,, *album* Sacc. = *Cylindrocarpon album* (Sacc.) Wr.
,, *aleurinum* Ell. et Ev. = *F. avenaceum*
,, *aleyrodis* Petch = *F. scirpi*
,, *Allescheri* Sacc. et Syd. (non Cke. et Gar.) = *F. melanochlorum*
,, *Allescherianum* P. Henn. = *Gloeosporium Allescherianum* (P. Henn). Wr.
,, *allii-sativi* All. = *F. solani*
,, *alluviale* Wr. et Rg. = *F. solani*

Fusidium *aloës* Kalch. et Cke. = *F. scirpi v. acuminatum*
Fusarium *amenti* Rostrup in herb. = *Calogloeum amentorum* (Del.) Syd. et Petr.
,, *amentorum* Del. = *Calogloeum amentorum* (Del.) Syd. et Pet. [*Gloeosporium amentorum* (Del.) Lind]
,, *amethysteum* Crouan = ? *Cylindrocolla*
,, *ampelodesmi* Fautr. et Roum. = *F. reticulatum*
Fusisporium *andropogonis* Cke. = *Ramularia andropogonis* (Cke.) Wr.
Fusarium *anguioides v. caudatum* Sherb. = *F. anguioides*
,, *anisophilum* Pic. = *F. lateritium*
Nectria *anisophila* Pic. = ? *Hypomyces haematococcus*
Fusarium *anomalum* Berk. et Br. = *Gloeosporium*
Sporotrichum *anthophilum* Peck = *F. poae*
Fusarium *anthophilum* Wr. (non A. Braun) = *F. avenaceum* f. 1
Fusisporium *anthophilum* A. Br. = *F. moniliforme v. anthophilum*
Fusarium *anthophilum* (A. Br.) Wr. pr. p. = *F moniliforme v. anthophilum*
,, *apiogenum* Sacc. = *F. lactis*
Selenosporium *aquaeductuum* Radlk. et Rabh. pr. p. = *F. aquaeductuum*
,, *aquaeductuum* Radlk. et Rabh. pr. p. = *F. aquaeductuum v. medium*
Fusarium *aquaeductuum* (Radlk. et Rabh.) Sacc. = *F. aquaeductuum v. medium*
,, *aquaeductuum* Lagh. *v. elongatum* Wr. = *F. aquaeductuum v. medium*
,, *aquaeductuum* Lagh *v. majus* Wr. = *F. aquaeductuum v. medium*
,, *aquaeductuum* Lagh *v. pusillum* Wr. = *F. aquaeductuum*
,, *aquaeductuum* Lagh. *v. volutum* Wr. = *F. aquaeductuum*
Fusisporium *arachnoideum* Cda. = F. *merismoides*
Fusarium *arachnoideum* (Cda.) Sacc. = *F. merismoides*
,, *arcuatum* Berk. et Curt. = *F. avenaceum* f. 1
,, *arcuatum* Berk. et Curt. *v. majus* Wr. = *F. avenaceum* f. 1
,, *arcuosporum* Sherb. = *F. scirpi v. acuminatum*
Fusisporium *argillaceum* Fr. = *F. argillaceum*
Fusarium *aridum* Pratt = *F. sambucinum*
,, *arthrosporioides v. asporotrichius* Sherb. = *F. arthrosporioides*
Fusisporium *arundinis* Cda. = *Trichoderma lignorum* (Tode) Harz
Fusarium *arundinis* (Cda.) Sacc. = *Trichoderma lignorum* (Tode) Harz
,, *arvense* Speg. = *F. merismoides*
,, *asclepiadeum* Faut. = *F. lateritium*
,, *asclerotium* (Sherb.) Wr. = *F. orthoceras*
,, *asparagi* Briard = *F. semitectum v. majus*
,, *asperifoliorum* (West.) Sacc. = ? *Cercospora*
Nectria *asperata* Rehm = *Hypomyces haematococcus*
Fusarium *aspidioti* Saw. = *F. larvarum*
Gibberella *atro-rufa* Pass. = ? *Gibberella baccata v. moricola*
Fusisporium *atrovirens* Berk. = *Fusariella viridiatra* Sacc.
Selenosporium *aurantiacum* Bon. = ? *F. dimerum*
Fusarium *aurantiacum* (Lk.) Sacc. = *F. oxysporum v. aurantiacum*
Fusisporium *aurantiacum* Lk. = *F oxysporum v. aurantiacum*
Corallomyces *aurantiicola* (Berk. et Br.) Höhn. = *Nectria coccophila*
Microcera *aurantiicola* Petch = *F. coccophilum*
Nectria *aurantiicola* Berk. et Br. = *Nectria coccophila*
Sphaerostilbe *aurantiicola* (Berk. et Br.) Petch = *Nectria coccophila*

Fusarium *aureum* Cda. = *Hymenula aurea* (Cda.) n. c.
Camptosporium *aureum* Spreng. = *F. oxysporum v. aurantiacum*
Lisea *australis v. sacchari* Speg. = ? *Gibberella Fujikuroi*
Fusarium *avenaceum* (Fr.) Sacc. = *F. avenaceum*
Fusisporium *avenaceum* Fr. = *F. avenaceum*
Sarcopodium *avenaceum* Fr. = *F. avenaceum*
Fusisporium *azedarachinum* Thüm. = *F. lateritium*
Fusarium *azedarachinum* (Thüm.) Sacc. = *F. lateritium*
Botryosphaeria *baccata* (Wallr.) Nießl = *Gibberella baccata*
Gibbera *baccata* (Wallr.) Fuck. = *Gibberella baccata*
Sphaeria *baccata* Wallr. = *Gibberella baccata*
Gibberella *baccata* (Wallr.) Sacc. *v. evonymi* (Fuck.) Wr. = *Gibberella baccata*
,, *baccata* (Wallr.) Sacc. *v. major.* Wr. = *Gibberella baccata*
Fusarium *baccharidicola* P. Henn. = *F. coccophilum*
Fusisporium *bacilligerum* Berk. et Br. = *Cercospora bacilligera* (Berk. et Br.) Wr.
Fusarium *bacilligerum* (Berk. et Br.) Sacc. = *Cercospora bacilligera* (Berk. et Br.) Wr.
,, *Bagnisianum* Thüm. = *Ascochyta caricis* Lamb. et Fautr.
Nectria *Balansae* Speg. = *Nectria coccophila*
Fusarium *baptisiae* P. Henn. = *F. dimerum*
,, *barbatum* Ell. et Ev. = *dubia*
,, *Bartholomaei* Peck = *Septogloeum Bartholomaei* (Peck) Wr.
Trichofusarium *Bartholomaei* (Peck) Sacc. = *Septogloeum Bartholomaei* (Peck) Wr.
Fusarium *batatatis* Wr. = *F. bulbigenum v. batatas*
Nectria *Behnickiana* P. Henn. = *Hypomyces ipomoeae v. major*
Fusisporium *Berenice* Berk. et Curt. = *dubia*
Fusarium *Berenice* (Berk. et Curt.) Sacc. = *dubia*
,, *Berkelei* Mont. = *F. lateritium*
Pionnotes *betae* (Desm.) Sacc. = *F. merismoides*
Fusisporium *betae* Desm. = *F. merismoides*
Fusarium *betae* (Desm.) Sacc. = *F. merismoides*
Pionnotes *Biasolettiana* (Cda.) Sacc. = *F. merismoides*
Fusarium *Biasolettianum* Cda. = *F. merismoides*
,, *biforme* Sherb. = *F. avenaceum*
,, *bipunctatum* Preuß = *Myxosporium tortuosum* (Sacc.) All.
Fusoma *biseptatum* Sacc. = *Septogloeum oxysporum* Bomm., Rouss. et Sacc.
Fusarium *Blackmani* Brn. et Horne = *F. lateritium*
Fusoma *blasticola* (Rostr.) Sacc. et Trav. = *F. bulbigenum v. blasticola*
Fusarium *blasticola* Rostr. = *F. bulbigenum v. blasticola*
Nectria *bogoriensis* Bern. in herb. = *Hypomyces ipomoeae*
,, *(Dialonectria)* *bolbophylli* P. Henn. = *Hypomyces ipomoeae* f. 1
Fusarium *Bonordeni* Sacc. = *F. dimerum*
Microcera *brachyspora* Sacc. et Scal. = *F aquaeductuum*
Selenosporium *brassicae* Thüm. = *Cylindrocarpon Ehrenbergi* Wr.
Fusarium *brassicae* Thüm. = *Cylindrocarpon Ehrenbergi* Wr.
,, *brassicae* (Lib. in herb.) Cke. = *F. avenaceum*
Selenosporium *brassicae* Lib. in herb. = *F. avenaceum*
Fusarium *brassicae* Thüm. f. *botrytis* Roum. = *F. dimerum*
Botryosphaeria *Briosiana* (Turconi et Maffei) Weese = *Gibberella baccata*
Gibberella *Briosiana* Turconi et Maffei = *Gibberella baccata*

Fusarium *Briosianum* Ferr. = *F. lateritium*
,, *bufonicola* (Speg.) Sacc. et Trott. = ? *F. graminearum*
Selenosporium *bufonicola* Speg. = ? *F. graminearum*
Fusarium *bullatum* Sherb. = *F. equiseti v. bullatum*
,, *bulbigenum* Cke. et Mass. f. 1 Wr. = *F. bulbigenum v. lycopersici*
,, *bullatum* Sherb. *v. brevius* Wr. et Rg. = *F. equiseti v. bullatum*
,, *bullatum* Sherb. *v. minus* Wr. et Rg. = *F. equiseti v. bullatum*
,, *bullatum v. roseum* Sherb. = *F. equiseti v. bullatum*
,, *Butleri* Wr. = *F. vasinfectum forma*
Fusisporium *buxi* Fries = *Volutella buxi* (Cda.) Berk.
Fusarium *buxi* Sacc. (nomen nudum) = *F. buxicola*
,, *buxi* Sprengel = *Chaetodochium buxi* (DC. ex Fr.) Höhn.
,, *byssinum* McAlp. = *Hymenula*
Fusisporium *calcareum* Thüm. = *F. oxysporum v. aurantiacum*
Fusarium *calcareum* (Thüm.) Sacc. = *F. oxysporum v. aurantiacum*
Fusoma *calidariorum* Sacc. = *Colletotrichum anthurii* Del.
Fusarium *callosporum* Pat. = *F. coccophilum*
Nectria *calonectricola* P. Henn. = *Hypomyces ipomoeae*
Fusarium *camerunense* P. Henn. = *Gloeosporium camerunense* (P. Henn.) Wr.
Hypomyces *cancri* (Rutg.) Wr. = *Hypomyces haematococcus v. cancri*
Nectria *cancri* Rutg. = *Hypomyces haematococcus v. cancri*
Fusarium *candidulum* Sacc. = *F. oxysporum*
Fusisporium *candidum* Link = ? *Cylindrocarpon heteronemum* (Berk. et Br.) Wr.
Fusarium *candidum* (Lk.) Sacc. = ? *Cylindrocarpon heteronemum* (Berk. et Br.) Wr.
,, *candidum* (Willk.) Sacc. = *Cylindrocarpon Willkommii* (Lind.) Wr.
,, *candidum* Ehr. = *Cylindrocarpon Ehrenbergi* Wr.
Pionnotes *capillacea* Sacc. = *F. aquaeductuum v. medium*
,, *capitata* (Schw.) Fr. = *F. cavispermum*
Fusarium *capitatum* Schw. = *F. cavispermum*
,, *caricis* Oud. = *F. graminearum*
,, *caries* Nees = non *Fusarium*
,, *carneolum* Karst. = *Vermicularia herbarum*
,, *carneolum* Sacc. = *F. solani v. minus*
,, *carneo-roseum* Cke. = *F. lateritium*
,, *carneum* Mont. = ? *Verticillium*
,, (*Fusamen*) *carpini* Schulz. et Sacc. = ? *F. expansum*
,, *Castagnei* Mont. = ? *Phlyctaena psoralea* (Cast.) Karst. et Har.
,, *cataleptum* Cke. et Hark. = *F. coccophilum*
,, *caudatum* Wr. = *F. scirpi v. caudatum*
,, *caudatum* Wr. *v. solani* Sherb. = *F. scirpi v. filiferum*
,, *caudatum v. volutum* Wr. = *F. scirpi v. caudatum*
,, *cavispermum* Cda. *v. minus* Wr. = *F. melanochlorum*
,, *celosiae* Abe = *F. moniliforme*
,, *celtidis* Pass. (non Ell. et Tracy) = *F. melanochlorum*
,, *celtidis* Ell. et Tracy = *F. lateritium*
,, *cepae* Walker et Tims = *F. vasinfectum v. zonatum* f. 1
,, *cepae* Hanz. = *F. oxysporum* f. 7
,, *cepae* Hanz. em. Link et Bail. = *F. oxysporum* f. 7
Fusisporium *cerealis* Cke. = *F. culmorum v. cereale*
Fusarium *cerealis* (Cke.) Sacc. = *F. culmorum v. cereale*

Pionnotes *Cesatii* (Thüm.) Sacc. = *Gloeosporium ampelophagum* (Pass.) Sacc.
Fusarium *Cesatii* Thüm. = *Gloeosporium ampelophagum* (Pass.) Sacc.
„ *Cesatii* Rabh. in mspt. = *Hymenula rubella* Fries
Fusisporium *chenopodinum* Thüm. = *F. scirpi*
Fusarium *chenopodinum* (Thüm.) Sacc. = *F. scirpi*
„ *chilense* (Mont.) Sacc. = *Gloeosporium chilense* (Mont.) Wr.
Fusisporium *chilense* Mont. = *Gloeosporium chilense* (Mont.) Wr.
Nectria *cicatricum* (Berk.) Tul. = *Nectria Desmazierii*
Gibberella *cicatrisata* (Pr.) Sacc. = ? *Gibberella baccata*
Sphaeria *cicatrisata* Pr. = ? *Gibberella baccata*
Microcera *ciliata* (Lk.) Wr. = *F. ciliatum*
Atractium *ciliatum* Lk. pr. p. = *F. ciliatum*
Fusarium *ciliatum* Lk. *v. episphaericum* (Sacc.) Wr. = *F. cerasi*
„ *ciliatum* Lk. *v. majus* Wr. = *F. ciliatum*
Fusisporium *cinnabarinum* Berk. et Curt. = *F. lateritium*
Fusarium *cinnabarinum* (Berk. et Curt.) Sacc. = *F. lateritium*
„ *cirrhosum* Höhn. = *F. expansum*
Nectria *citri* P. Henn. = *Hypomyces haematococcus*
„ *citricola* P. Henn. in herb. = *Hypomyces ipomoeae v. major*
Fusarium *citrinum* Wr. = *F. conglutinans v. citrinum*
„ *citrulli* Taub. = *F. bulbigenum v. niveum*
„ *citrulli* Sart., Sart. et Mey. = *F. solani v. Martii*
Microcera *clavariella* Speg. = *Cladosterigma clavariella* (Speg.) Petch
Fusarium *clavatum* Sherb. = *F. flocciferum*
„ *clematidis* Roll. et Fautr. = *F. sphaeriae*
Fusisporium *clypeaster* Cda. = ? *Septogloeum clypeaster* (Cda.) n. c.
Fusarium *clypeaster* (Cda.) Sacc. = ? *Septogloeum clypeaster* (Cda.) n. c.
Nectria *coccicida* Speg. in mspt. = *Nectria coccophila*
Fusarium *coccidicola* P. Henn. = *F. juruanum*
Calonectria *coccidophaga* Petch = *Gibberella pulicaris*
Microcera *coccidophthora* Petch = *F. coccophilum*
Nectria *coccidophthora* Zimm. = *Nectria coccophila*
Sphaerostilbe *coccidophthora* (Zimm.) Petch = *Nectria coccophila*
Nectria *coccidophthora* Zimm. *v. aurantiicola* (Berk. et Br.) Rehm = *Nectria coccophila*
„ *coccinea v. cicatricum* Desm. = *Nectria Desmazierii*
Fusarium *coccinellum* (Kalch.) Thüm. = *F. coccophilum*
Fusisporium *coccinellum* Kalch. = *F. coccophilum*
Fusarium *coccineum* Schw. = ? *Tubercularia*
Leptosporium *coccineum* Schw. = ? *Tubercularia*
Nectria *coccogena* Speg. = ? *Calonectria diploa*
Microcera *coccophila* Desm. = *F. coccophilum*
Nectria *coccophila* Nomura = ? *Calonectria diploa*
Sphaerostilbe *coccophila* Tul. = *Nectria coccophila*
Tubercularia *coccophila* Bon. = *F. coccophilum*
Nectria *coccorum* Speg. = *Calonectria diploa*
Fusarium *coelogynes* P. Henn. = *F. solani v. Martii*
Selenosporium *coeruleum* Lib. = *F. coeruleum*
Fusarium *coffeicola* P. Henn. = *Gloeosporium coffeicola* (P. Henn.) Wr.
Nectria (Lepidonectria) *coffeicola* Zimm. = *Hypomyces ipomoeae*
„ *colletiae* Rehm = *Nectria coccophila*
Spicaria *colorans* Hall-de Jonge = *F. decemcellulare*

Fusarium *commutatum* Sacc. = *F. solani*
,, *conglutinans v. majus* Wr. = *F. conglutinans v. callistephi*
,, *congoense* Wr. = *F. heterosporum v. congoense*
Nectria *congoensis* Syd. = *Nectria coccophila*
Fusarium *congoense v. septatius* Wr. (nom. nud.) = *F. heterosporum v. congoense*
,, *coniosporiicola* P. Henn. = *Fusidium coniosporiicola* (P. Henn.) Wr.
,, *constrictum* Penz. = *Ramularia constricta* (Penz.) n. c.
,, *corallinum* Sacc. = *F. graminum*
,, *Cordae* Mass. = *F. equiseti*
Calonectria *cremea* Zimm. = *Calonectria rigidiuscula*
Fusarium *cromyophthoron* Sid. = *F. bulbigenum*
,, *cryptum* McAlp. = *F. larvarum*
,, *cubense* E. F. Sm. = *F. oxysporum v. cubense*
,, *cubense* E. F. Sm. *v. inodoratum* Brandes = *F. oxysporum v. cubense*
,, *cucumerinum* Berk. et Br. = *Septomyxa persicina* (Fres.) Sacc.
Fusisporium *cucurbitariae* Pat. = *F. avenaceum*
Fusarium *cucurbitariae* (Pat.) Sacc. = *F. avenaceum*
Fusisporium *culmorum* W. G. Sm. = *F. culmorum*
Fusarium *culmorum* (W. G. Sm.) Sacc. f. 1 Wr. = *F. culmorum*
,, *culmorum* (W. G. Sm.) Sacc. *v. leteius* (= *lethaeum*) Sherb. = *F. culmorum*
,, *culmorum* (W. G. Sm.) Sacc. *v. majus* Wr. (nom. nud.) = *F. culmorum*
,, *cuneiforme* Sherb. = *F. argillaceum*
Microcera *curta* Sacc. = *F. larvarum*
Selenosporium *cuticola* Blanch. = ? *F. orthoceras*
Fusarium *cuticola* (Blanch.) Guéguen = ? *F. orthoceras*
Botryosphaeria *cyanea* (Sollm.) Weese = *Gibberella cyanea*
Sphaeria *cyanea* Sollm. = *Gibberella cyanea*
Botryosphaeria *cyanogena* (Desm.) Niessl = *Gibberella pulicaris*
Gibberella *cyanogena* (Desm.) Sacc. = *Gibberella pulicaris*
Sphaeria *cyanogena* Desm. = *Gibberella pulicaris*
Fusarium *cyclogenum* Sacc. = *Gloeosporium lagenarium* (Pass.) Sacc. et Roum.
Selenosporium *cydoniae* Schulz. = *F. lateritium*
Fusoma *cydoniae* Schulz. = *F. lateritium*
Fusarium *cydoniae* (Schulz.) Sacc. et Trav. = *F. lateritium*
,, *cydoniae* All. = *F. lateritium*
,, *cydoniarum* Roum. = *F. lateritium*
Fusisporium *cylindricum* Mont. = ? *Cylindrocarpon heteronemum* (Berk. et Br.) Wr.
Fusarium *cylindricum* (Mont.) Sacc. = ? *Cylindrocarpon heteronemum* (Berk. et Br.) Wr.
,, *cymbiferum* Berk. et Curt. = *Colletotrichum atramentarium*
,, ? *cypericola* P. Henn. = *Libertella cypericola* (P. Henn.) Wr.
Nectria *dahliae* Richon = ? *Gibberella acuminata*
Calonectria *dacrymycella* Sacc. = *Nectria leptosphaeriae*
Nectria *dacrymycella* (Nyl.) Karst. = *Nectria leptosphaeriae*
Sphaeria *dacrymycella* Nyl. = *Nectria leptosphaeriae*
Calonectria *Dearnessii* Ell et Ev. = *Calonectria decora*
Fusarium *decipiens* Cke. et Mass. = *Cylindrocarpon heteronemum* (Berk. et Br.) Wr.

Dothidea *decolorans* Fr. = ? *Gibberella baccata v. moricola*
Nectria *decora* (Wallr.) Fuck. = *Calonectria decora*
Sphaeria *decora* Wallr. = *Calonectria decora*
Fusarium *deformans* Schroet. pr. p. = *Calogloeum deformans* (Schroet.) Syd. et. Petr.
,, *deformans* Schroet. pr. p. = *Calogloeum deformans* (Schroet.) Syd. et Petr.
,, *Delacroixii* Sacc. = *F. sambucinum*
,, *derridis* P. Henn. = ? *F. juruanum*
,, *desciscens* Oud. = *F. sarcochroum*
,, *didymum* (Hart.) Lind. = *Cylindrocarpon didymum* (Hart.) Wr.
,, *diffusum* Carm. = *F. avenaceum*
,, *dimerum* Penz. *v. majusculum* Wr. = *F. dimerum*
,, *dimorphum* d'Alm et Cam. = ? *F. buxicola*
Calonectria *diminuta* (Berk.) Berl. et Vogl. = *Calonectria decora*
Creonectria *diploa* Seav. (non Berk. et Curt.) = *Calonectria decora*
Nectria *diploa* Berk. et Curt. = *Calonectria diploa*
,, *diploa* Berk. et Curt. *v. diminuta* Berk. = *Calonectria decora*
Fusarium *diplosporum* Cke. et Ell. = ? *F. sarcochroum*
,, *discoideum* Fautr. et Roum. = *F. lateritium*
,, *discolor* App. et Wr. = *F. sambucinum*
,, *discolor* App. et Wr. *v. majus* Wr. *apud* Lewis (nom. nud.) = *F. graminearum*
,, *discolor* App. et Wr. *v. sulphureum* (Schl. s. sp.) App. et Wr. = *F. sambucinum* f. 6
,, *discolor* App. et Wr. *v. triseptatum* Sherb. = *F. sambucinum*
Botryosphaeria *dispersa* Ntrs. = *Gibberella Saubinettii*
Nectria *diversispora* Petch = *Hypomyces ipomoeae*
Sphaeria *dulcamarae* Schmidt = ? *Gibberella Saubinetii*
Fusisporium *ebulliens* Fr. = *F. avenaceum*
Pionnotes *ebulliens* (Fr.) Sacc. = *F. avenaceum*
Calonectria *eburnea* Rehm = *Calonectria rigidiuscula*
Gibberella *effusa* Rehm = *Gibberella baccata*
Fusarium *effusum* Sherb. = *F. avenaceum*
,, *effusum* Schw. = *Colletotrichum atramentarium* (Berk. et Br.) Taub.
,, *Eichleri* Bres. = *Cylindrocarpon Magnusianum* (Sacc.) Wr.
Fusisporium *elasticae* Thüm. = *Gloeosporium elasticae* (Thüm.) Cke. et Mass.
Fusarium *elasticae* (Thüm.) Sacc. = *Gloeosporium elasticae* (Thüm.) Cke. et Mass.
,, *elegans* App. et Wr. (nom. nud.) = *F. oxysporum*
,, *elegantum* Pratt = *F. sambucinum* f. 1
,, *elongatum* Pratt = *F. oxysporum v. aurantiacum*
,, *elongatum* Cke. = *F. ciliatum*
,, *elongatum* Rg. (non Cke. non Pratt) = *F. sublunatum v. elongatum*
,, *elongatum* Wild. = ? *Cylindrocarpon*
,, *ensiforme* Wr. et Rg. = *F. javanicum v. ensiforme*
,, *entomophilum* Petch = *F. lateritium*
,, *epicoccum* McAlp. = *F. larvarum*
,, *epimyces* Cke. = *F. solani v. Martii*
Sphaeria *episphaeria* Tode = *Nectria episphaeria*
Fusarium *episphaericum* (Cke. et Ell.) Sacc. = *F. lateritium*
Fusisporium *episphaericum* Cke. et Ell. = *F. lateritium*
Fusarium *epithele* McAlp. = *F. reticulatum*

Fusarium *equinum* Növegaard = *dubia*
,, *equiseti* (Cda.) Sacc. f. 1 Wr. = *F. equiseti*
,, *equiseti* (Cda.) Sacc. *v. bullatum* (Sherb.) f. 1 Wr. = *F. equiseti v. bullatum*
,, *equiseti* (Cda.) Sacc. *v. bullatum* (Sherb.) f. 2 Wr. = *F. equiseti v. bullatum*
,, *equiseti* (Cda.) Sacc. *v. crassum* Wr. = *F. culmorum v. cereale*
Hymenula *equiseti* Libert = *F. bulbigenum*
Selenosporium *equiseti* Cda. = *F. equiseti*
Fusarium *equiseticola* All. = *F. scirpi v. filiferum*
,, *equisetorum* (Lib.) Desm. = ? *F. bulbigenum*
,, *erubescens* App. et Ov. = *F. scirpi v. acuminatum*
,, *erubescens* Berk. et Curt. = *Tubercularia minor* Lk.
Fusisporium *erubescens* Dur. et Mont. = *Cercospora baccilligera* (Berk. et Br.) Wr.
Fusarium *erubescens* (Dur. et Mont.) Sacc. = *Cercospora baccilligera* (Berk. et Br.) Wr.
Nectria *erythrinella* Roum. (non [Nyl.] Tul.) *f. brassicae* Roum. = *Nectria leptosphaeriae*
Sphaeria *erythrococcos* Ehr. = *Nectria episphaeria*
Fusarium *eucalypticola* P. Henn. = non *Fusarium* (? *Septoria*)
,, *eucalyptorum* Cke. et Harkn. = *F. lateritium*
,, *eucheliae* Sart., Sart., et Meyer = *F. equiseti*
,, *eumartii* Carp. = *F. solani v. eumartii*
,, *euoxysporum* Wr. = *F. oxysporum* f. 1
Botryosphaeria *evonymi* (Fuck.) Niessl = *Gibberella baccata*
Gibbera *evonymi* Fuck. = *Gibberella baccata*
Gibberella *evonymi* (Fuck.) Sacc. = *Gibberella baccata*
Fusarium *evonymi* Syd. = *F. lateritium*
Fusarium *evonymi-japonici* P. Henn. = *F. lateritium*
Sporotrichum *exile* Schulz. et Sacc. = *F. poae*
Fusidium *expansum* (Schl.) Lk. = *F. expansum*
Fusarium *falcatum* App. et Wr. = *F. equiseti*
,, *falcatum* App. et Wr. *v. fuscum* Sherb. = *F. equiseti*
Fusidium *farina* Schw. = ? *F. poae*
Fusoma *farina* (Schw.) Sacc. = ? *F. poae*
Fusarium *Fautreyi* Sacc. = *F. lateritium v. majus*
,, *ferruginosum* Sherb. = *F. scirpi v. acuminatum*
Fusoma *Feurichii* Syd. = *F. avenaceum*
,, *filiferum* Pr. = *F. scirpi v. filiferum*
Fusarium *filiferum* (Pr.) Wr. = *F. scirpi v. filiferum*
Fusisporium *filisporum* Cke. = *F. ciliatum*
Fusarium *filisporum* (Cke.) Sacc. = *F. ciliatum*
,, *fissum* Peyl = *Cylindrocarpon candidum* (Lk.) Wr.
Gibbera *flacca* Fuck. = *Gibberella pulicaris*
Gibberella *flacca* (Wallr.) Sacc. = *Gibberella pulicaris*
,, *flacca* aut. = *Gibberella Saubinetii*
Sphaeria *flacca* Wallr. pr. p. = *Gibberella pulicaris*
Sphaerostilbe *flammea* Tul. = *Nectria coccophila*
,, *flammeola* Höhn. = ? *Nectria leptosphaeriae*
Atractium *flammeum* Berk. et Rav. = *F. coccophilum*
Stilbum *flammeum* Tul. = *F. coccophilum*
Pionnotes *flavicans* Sacc. et D. Sacc. = *F. graminearum*
Calonectria *flavida* Massee [non (Cda.) Sacc.] = *Calonectria rigidiuscula*
Fusisporium *flavidum* Bon. = *F. reticulatum*

Fusarium *flavidum* (Bon.) Sacc. = *F. reticulatum*
Fusisporium *flavo-virens* (Ditm.) Fr. = *Cylindrium aeruginosum* (Lk.) Lindau
Sphaerostilbe *flavo-viridis* Fuck. = *Nectria flavo-viridis*
Fusisporium *flavum* Fr. = *F. flavum*
Pionnotes *flava* (Fr.) Sacc. = *F. flavum*
Fusisporium *foeni* Berk. et Br. = *F. merismoides*
Fusarium *foeni* (Berk. et Br.) Sacc. = *F. merismoides*
,, *foliicolum* All. = *Gloeosporium foliicolum* (All.) Wr.
,, *fractum* Sacc. et Cav. = *Cylindrocarpon candidum* (Lk.) Wr.
,, *fragrans* Crouan = *Cylindrocarpon candidum* Lk.) Wr.
,, *fraxini* All. = *F. sambucinum*
,, *fructigenum* Fr. = *F. lateritium*
,, *fructigenum* Fr. *v. majus* Wr. = *F. lateritium v. majus*
,, *fructigenum* Fr. *v. majus* Wr. f. 1. Wr. et Rg. = *F. stilboides*
,, *Fuckelii* Sacc. = *F. buxicola*
Lisea *Fujikuroi* Saw. = *Gibberella Fujikuroi*
Microcera *Fujikuroi* Miy. et Saw. = *F. juruanum*
Fusarium *fungicolum* Karst. = ? *Fusidium hypophleodes* Cda.
,, *funicolum* Tassi = *F. graminearum*
Nectria *funtumiae* Christy = *Hypomyces haematococcus v. cancri*
Fusarium *fuscum* (Bon.) Sacc. = *F. solani v. Martii*
Selenosporium *fuscum* Bon. = *F. solani v. Martii*
Fusoma *galanthi* Oud. = ? *Cercosporella*
Fusarium *gallinaceum* Cke. et Hark. = *F. merismoides*
,, *Gaudefroyanum* Sacc. = *F. avenaceum*
,, *gemmiperda* Aderh. = *F. lateritium*
,, *genevense* Dasz. = *F. sambucinum* f. 6
,, *georginae* Cda. = *Colletotrichum atramentarium* (Berk. et Br.) Taub.
Fusisporium *georginae* Klotzsch = *F. merismoides*
Nectria *gibbera* Fuck. = *Nectria Desmazierii*
Fusarium *gibbosum* App. et Wr. = *F. scirpi*
Fusoma *glandarium* Cda. = *F. javanicum*
Fusarium *glandicolum* All. = *F. melanochlorum*
,, *glandicolum* Cke. et Ger. = *Tubercularia glandicola* (Cke. et Ger.) n. c.
Fusisporium *glaucum* Wallr. = non *Fusarium*
Fusarium *gleditschiae* Therry = *Gloeosporium gleditschiae* (Th.) Wr.
,, *gleditschicola* Dearn. et Barth. = *F. lateritium*
,, *globulosum* Pass. = ? *Ovularia*
,, *gloeosporioides* Speg. = ? *F. semitectum*
,, *gloeosporioides* (Speg.) Sacc. et Trott. = *F. lateritium*
Selenosporium *gloeosporioides* Speg. = *F. lateritium*
Fusarium *glumarum* Sacc. = *F. semitectum*
,, *gracile* McAlp. = ? *F. avenaceum*
,, *graminearum* Schw. *v. caricis* (Oud. ut sp.) Wr. = *F. graminearum*
Nectria *graminicola* Berk. et Br. = *Calonectria graminicola*
Atractodorus *graminum* Klotzsch (mspt.) = *F. heterosporum*
Fusisporium *graminum* Ces. = *F. graminum*
Fusarium *granulare* Kalch. = *F. sambucinum*
,, *granulosum* Ell. et Ev. = *F. avenaceum*
,, *gymnosporangii* Jaap = *Bactridium gymnosporangii* (Jaap) Wr.
Fusarium *gynerii* Cke. et Hark. = *F. graminearum*

Nectria *haematococca* Berk. et Br. = *Hypomyces haematococcus*
Fusarium *hakeae* P. Henn. = *Gloeosporium hakeae* (P. Henn.) Wr.
,, *heidelbergense* Sacc. = *F. culmorum*
Fusisporium *heidelbergense* Sacc. = *F. culmorum*
Fusarium *heleocharidis* Rostr. = *F. heterosporum*
,, *helianthi* (Sacc.) Wr. *apud* Lewis = *F. tricinctum*
Fusoma *helminthosporii* Cda. = *F. scirpi*
Fusarium *helotioides* Berk. et Curt. = ? *Tilachlidium* oder *Tuberculariа*
Aschersonia *Henningsii* Koord. = *F. juruanum*
Microcera *Henningsii* (Koord.) Petch = *F. juruanum*
Pseudomicrocera *Henningsii* (Koord.) Petch = *F. juruanum*
,, *Henningsii* (Koord.) *v. longispora* Petch = *F. juruanum*
Fusarium *heraclei* Oud. = ? *Cercospora*
Selenosporium *herbarum* Cda. = *F. avenaceum*
Fusarium *herbarum* (Cda.) Fr. = *F. avenaceum*
,, *herbarum* (Cda.) Fr. f. 1 Wr. = *F. avenaceum*
,, *herbarum* (Cda.) Fr. f. 2 Wr. = *F. avenaceum*
,, *herbarum* (Cda.) Fr. *v. avenaceum* (Fr.) Wr. = *F. avenaceum*
,, *herbarum* (Cda.) Fr. *v. avenaceum* (Fr.) f. 1 Wr. = *F. avenaceum v. pallens*
,, *herbarum* (Cda.) Fr. *v. conii-maculati* Roum. in herb. pr. p. = *F. avenaceum*
,, *herbarum* (Cda.) Fr. *v. conii-maculati* Roum. in herb. pr. p. = *F. sambucinum*
,, *herbarum* (Cda.) Fr. *v. Detonianum* (Sacc.) Wr. = *F. DeTonianum*
,, *herbarum* (Cda.) Fr. *v. gibberelloides* Wr. = *F. avenaceum*
,, *herbarum* (Cda.) Fr. *v. graminum* (Cda.) Wr. pr. p. = *F. avenaceum*
,, *herbarum* (Cda.) Fr. *v. graminum* (Cda.) Wr. pr. p. = *F. graminum*
,, *herbarum* (Cda.) Fr. *v. tuberculariodes* Wr. = *F. avenaceum*
,, *herbarum* (Cda.) Fr. *v. pirinum* (Fr. sub sp.) Wr. = *F. avenaceum*
,, *herbarum* (Cda.) Fr. *v. viticola* (Thüm.) Wr. = *F. avenaceum*
,, *herbarum* (Cda.) Fr. *v. volutum* Wr. = *F. avenaceum v. volutum*
Botryosphaeria *heterochroma* (Wr.) Weese = *Gibberella heterochroma*
Fusarium *heteronemum* Berk. et Br. = *Cylindrocarpon heteronemum* (Berk. et Br.) Wr.
,, *heterosporioides* Fautr. = *Saccharomyces*
,, *heterosporum* Nees *v. congoense* f. 1 Wr. = *F. heterosporum v. congoense*
,, *heterosporum* Nees *v. lolii* (W. G. Sm.) Wr. = *F. heterosporum*
,, *heterosporum* Nees *f. paspali* Ell. et Ev. = *F. avenaceum*
,, *heterosporum* Nees *v. paspalicola* (P. Henn.) Wr. = *F. heterosporum*
,, *heveae* P. Henn. (non Vinc.) in herb. = *F. javanicum*
,, *heveae* Vinc. (non P. Henn. in herb.) = ? *F. semitectum*
,, *hibernans* Lind. = *F. nivale*
Calonectria *hibiscicola* P. Henn. = *Calonectria rigidiuscula*
Fusarium *hippocastani* (Cda.) Sacc. = *F. scirpi v. acuminatum*
Selenosporium *hippocastani* Cda. = *F. scirpi v. acuminatum*
Fusarium *hordearium* Duc. = *Marssonina*
Fusisporium *hordei* W. G. Sm. = *F. sambucinum*
Fusarium *hordei* (W. G. Sm.) Sacc. = *F. sambucinum*
Hypomyces *hyacinthi* Sor. = ? *Hypomyces solani*
Torula *hyalinula* Sacc. = ? *F. moniliforme*

Oospora *hyalinula* Sacc. = ? *F. moniliforme*
Fusarium *hydnicolum* Ell. et Ev. = *Fusidium hypophleoides* Cda.
,, *hymenula* Pound. et Clem. = *Gloeosporium intermedium v. brevipes* Sacc.
,, *hyperoxysporum* Wr. = *F. oxysporum* f. 2
,, *hypocreoideum* Cke. et Mass. = *Gloeosporium*
,, *hypodermium* Lk. = *Marssonia aurantiaca*
,, *idahoanum* Pratt = *F. flocciferum*
,, *illosporioides* Sacc. = *F. lateritium v. minus*
Fusoma *inaequale* Preuß = *Ramularia taraxaci* Karst.
Fusarium *inaequale* Auersw. = non *Fusarium*
Fusisporium *incarcerans* Berk. = *F. avenaceum*
Fusarium *incarcerans* (Berk.) Sacc. = *F. avenaceum*
Fusisporium *incarnatum* Rob. = *F. semitectum v. majus*
Fusarium *incarnatum* (Rob.) Sacc. = *F. semitectum v. majus*
Fusisporium *incarnatum* Rob. *forma tussilaginis-farfarae* Sacc. = *F. scirpi v. filiferum*
Fusarium *inseptatum* Schw. = non *Fusarium*
,, *insidiosum* (Berk.) Sacc. = *F. graminearum*
Fusisporium *insidiosum* Berk. = *F. graminearum*
Fusarium *insidiosum* Roum. (non [Berk.] Sacc.) = *F. lateritium*
Fusoma *intermedium* Sart. et Bain. = ? *F. solani v. Martii*
Nectria *ipomoeae* Halst. = *Hypomyces ipomoeae*
Creonectria *ipomoeae* Seav. = *Hypomyces ipomoeae*
Fusarium *iridis* Oud. = *F. avenaceum*
,, *japonicum* All. = *Myxosporium tortuosum* (Sacc.) All.
,, *javanicum* Koord. *v. theobromae* (App. et Strk.) Wr. = *F. javanicum*
,, *juglandinum* Peck = *F. semitectum v. majus*
,, *junci* Crouan = ? *Fusidium*
,, *jungiae* Pat. = ? *F. avenaceum*
Botryosphaeria *juniperi* (Wr.) Weese = *Gibberella baccata*
Gibberella *juniperi* (Desm. sub. var.) Wr. = *Gibberella baccata*
Fusisporium *Kühnii* Fuck. = *F. Kühnii*
Fusarium *laboulbeniae* Cep. = *F. larvarum*
Nectria *laeticolor* Berk. et Curt. = *Nectria coccophila*
Fusisporium *lagenariae* Schw. = *Gloeosporium lagenariae* (Schw.) Sacc. et Roum.
Fusarium *lagenariae* (Schw.) Sacc. = *Gloeosporium lagenariae* (Schw.) Sacc. et Roum.
,, *lagenarium* Pass. = *Gloeosporium lagenariae* (Schw.) Sacc. et Roum.
,, *lanceolatum* Pratt = *F. scirpi v. acuminatum*
,, *lateritium* Nees f. 1 Wr. = *F. lateritium*
,, *lateritium* Nees *v. fructigenum* (Fr.) Wr. = *F. lateritium*
,, *lateritium* Nees *v. fructigenum* (Fr.) f. 1 Wr. = *F. lateritium*
,, *lateritium* Nees *v. fructigenum* (Fr.) f. 2 Wr. = *F. lateritium*
,, *lateritium* Nees *v. longum* f. 1 Wr. = *F. lateritium v. longum*
,, *lateritium* Nees *v. majus* f. 1 Wr. = *F. lateritium* v. *majus*
,, *lateritium* Nees *v. pallens* Wr. = *F. lateritium*
,, *lateritium* Nees *v. tenue* Wr. = *F. lateritium*
,, *lateritium* Nees *v. Tulasneanum* Sacc. = *F. avenaceum*
,, *lathyri* Taub. = ? *F. solani v. Martii* f. 2
,, *laxum* Peck = *F. bulbigenum*
Fusisporium *leguminum* Cke. = *F. lateritium*

Fusarium *leguminum* (Cke.) Sacc. = *F. lateritium*
Nectria *leptosphaeriae* Niessl *v. macrospora* Wr. = *Nectria leptosphaeriae*
Fusarium *leucoconium* Cda. = *F. reticulatum*
,, *lichenicola* (Speg.) Sacc. et Trott. = ? *Bactridium lichenicolum* (Mass.) Wr.
,, *lichenicolum* Massal. = *Bactridium lichenicolum* (Mass.) Wr.
,, *lineare* Moesz = *Cylindrocarpon obtusisporum v. medium* Jörg. ad int.
Fusisporium *limonis* Briosi = *F. lateritium*
Fusarium *limonis* (Briosi) Penz. = *F. lateritium*
,, *limosum* Rostr. = *F. avenaceum*
,, *loliaceum* Duc. = *F. nivale*
Exosporium *lolii* Spr. = *F. heterosporum*
Fusisporium *lolii* W. G. Sm. = *F. heterosporum*
Fusarium *lolii* (W. G. Sm.) Sacc. = *F. heterosporum*
Fusoma *lomentiforme* Preuß = *Ramularia sparganii* Rost.
Fusarium *loncheceras* Sid. = *F. bulbigenum*
,, *loncheceras v. microsporon* Sid. = *F. bulbigenum*
,, *longipes* Wr. et Rg. = *F. scirpi v. longipes*
,, *longisporum* Cke. et Mass. = ? *F. lateritium v. longum*
,, *longissimum* Sacc. et Syd. = ? *Cylindrocarpon*
,, *longum* (Wallr.) Sacc. = ? *Cylindrocarpon*
Fusisporium *longum* Wallr. = ? *Cylindrocarpon*
Fusarium *lucidum* Sherb. = *F. avenaceum*
,, *lucumae* P. Henn. = *Ascochyta lucumae* (P. Henn.) Wr.
Nectria *luteo-coccinea* Höhn. = *Hypomyces haematococcus*
Fusarium *luteum* Clem. = ? *F. lateritium*
,, *luteum* Parav. = *Cylindrocarpon mali* (All.) Wr.
,, *lutulatum* Sherb. = *F. vasinfectum v. lutulatum*
,, *lutulatum v. zonatum* Sherb. = *F. vasinfectum v. zonatum*
,, *lycopersici* Brushi = *F. bulbigenum v. lycopersici*
Dacryomyces *lythri* Desm. = *F. flavum*
Fusarium *lythri* (Desm.) Höhn. = *F. flavum*
,, *macounii* Dearn. = *F. expansum*
,, *macroxysporum* Lindf. = *F. oxysporum v. aurantiacum* f. 1
,, *maculans* Bér. = non *Fusarium*
,, *maculans* Sandri = *Phloeosporella maculans* (Sand.) Höh.
,, *Magnusianum* All. = *F. aquaeductuum v. pusillum*
,, *mali* All. = *Cylindrocarpon mali* (All.) Wr.
,, *Malli* Taub. = *F. solani*
,, *malvacearum* Taub. = *F. vasinfectum*
Botryosphaeria *malvacearum* (Trab.) Weese = ? *Gibberella Saubinetii*
Gibberella *malvacearum* Trab. = ? *Gibberella Saubinetii*
Fusarium *marginatum* Berk. et Curt. = non *Fusarium*
,, *Martii* App. et Wr. = *F. solani v. Martii*
,, *Martii* App. et Wr. *v. minus* Sherb. = *F. solani v. Martii* f. 1
,, *Martii-phaseoli* Burk. = *F. solani v. Martii* f. 3
,, *Martii v. pisi* F. R. Jones = *F. solani v. Martii* f. 2
,, *Martii* App. et Wr. *v. viride* Sherb. = *F. solani v. Martii* f. 1
Calonectria *massariae* (Pass.) Sacc. = *Calonectria decora*
Nectria *massariae* Pass. in herb. = *Calonectria decora*
Microcera *massariae* Sacc. = *F. ciliatum*
Fusarium *mauroi* Averna-Sacca = *Cylindrocarpon Victoriae* (P. Henn.) Wr.
,, *maydiperdum* Bub. = *F. poae*
,, *maydis* Kalch. = *F. sambucinum*

Fusisporium *melanochlorum* Casp. = *F. melanochlorum*
Nectria *melanommatis* Syd. = *Hypomyces haematococcus*
Calonectria *meliae* Zimm. = *Calonectria rigidiuscula*
Fusarium *meliolicolum* Stev. = ? *F. larvarum*
Nectria *melongena* Roum. = *Gibberella pulicaris*
Fusarium *merismoides* Cda. *v. majus* Wr. = *F. merismoides*
Microcera *Merrillii* Syd. = *F. juruanum*
Fusarium *mesentericum* Cke. et Harkn. = *Gloeosporium*
,, *metachroum* App. et Wr. = *F. avenaceum*
,, *metachroum* App. et Wr. *v. minus* Sherb. = *F. avenaceum*
,, *microphlyctis* Mont. = ? *Gloeosporium*
,, *micropus* Sacc. = *F. lateritium v. mori*
,, *microspermum* Berk. et Curt. = *Hymenula*
,, *microsporum* Schl. = *F. lateritium*
,, *Mikaniae* Berk. et Curt. = non *Fusarium*
,, *miniatulum* Sacc. = *F. nivale*
,, *miniatum* Sacc. = *F. DeTonianum*
,, *miniatum* (Berk. et Curt.) Sacc. (non *miniatum* Sacc.) = *F. lateritium*
Fusisporium *miniatum* Berk. et Curt. = *F. lateritium*
Fusarium *miniatum* Prill. et Del. (non [Berk. et Curt.] Sacc.) = *F. nivale*
,, *minimum* Fuck. = *F. nivale*
Nectria *minutissima* Rehm = *Nectria leptosphaeriae*
Fusarium *minutissimum* (Desm.) Sacc. = *Ramularia geranii* (West.) Fuck.
,, *minutulum* Cda. = *Spicaria solani* Rke. et Berth.
,, *Mollerianum* Thüm. = *F. graminearum*
Gibberella *moniliformis* (Sheld.) Winel. = *Gibberella Fujikuroi*
Fusarium *moniliforme* Sheld. *v. erumpens* Wr. et Rg. = *F. moniliforme*
,, *moniliforme* Sheld. *v. fici* Caldis = *F. moniliforme*
,, *moniliforme* Sheld. *v. majus* Wr. et Rg. = *F. moniliforme*
Fusisporium *monilioides* Duby = *Epochnium monilioides* Link
Gibbera *mori* Fuck. = *Gibberella baccata v. moricola*
Botryosphaeria *moricola* Ces. et Ntrs. = *Gibberella baccata v. moricola*
Gibberella *moricola* (Ces. et Ntrs.) Sacc. = *Gibberella baccata v. moricola*
Sphaeria *moricola* Ces. = *Gibberella baccata v. moricola*
Gibberella *moricola* (Ntrs.) Sacc. *v. brachyspora* Sacc. = *Gibberella baccata v. moricola*
,, *moricola* (Ntrs.) Sacc. f. *celtidis* Sacc. = *Gibberella heterochroma*
Fusarium *moricolum* Capp. = *F. lateritium v. mori*
,, *Moronei* Curt. = *F. scirpi v. caudatum*
Nectria *moschata* Glück = *Nectria episphaeria* (Tode)Fr. *v. coronata* Wr.
Fusisporium *moschatum* Kit. = *F. aquaeductuum*
Fusarium *mucronatum* Fautr. in herb. pr. p. = *F. culmorum*
,, *mucronatum* Fautrey in herb. pr. p. = *F. equiseti*
,, *Müntzii* Del. = *F. tricinctum*
Nectria *muscivora* Berk. (non Berk. et Br.) = *Nectria coccophila*
Fusarium *mycophilum* Sacc. = *F. oxysporum*
Fusisporium *mycophilum* Sacc. = *F. oxysporum*
Fusarium *mycophilum* (Karst.) Sacc. = *Hymenula*
Fusisporium *mycophytum* W. G. Sm. = *F. scirpi v. filiferum*
Fusarium *mycophytum* (W. G. Sm.) Mass. = *F. scirpi v. filiferum*
,, *myosotidis* Cke. = *F. oxysporum*
Microcera *mytilaspidis* Mc Alp. = *F. lateritium v. longum*
Fusarium *nectriae-palmicolae* P. Henn. = ? *F. equiseti v. bullatum*

Fusarium *nectriae-turraeae* P. Henn. = *F. coccophilum*
,, *neglectum* Jacz. = ? *F. culmorum*
,, *negundi* Sherb. = *F. reticulatum v. negundinis*
,, *nervisequum* Fuck. = *Gloeosporium nervisequum* (Fuck.) Sacc. = *Gnomonia platani* Kleb.
,, *nicotianae* Oud. = *F. oxysporum v. nicotianae*
,, *nigrum* Pratt = ? *F. flocciferum*
Chionyphe *nitens* Thien. = *F. nivale*
Fusarium *nitidum* Berk. et Curt. = *dubia*
Calonectria *nivalis* Schaffnit = *Calonectria graminicola*
Lanosa *nivalis* Fr. pr. p. = *F. nivale*
Fusarium *niveum* E. F. Sm. = *F. bulbigenum v. niveum*
,, *nucicolum* Karst. et Har. = *F. lateritium*
,, *obtusatum* Cda. = *Myxosporium tortuosum* (Sacc.) All.
,, *obtusisporum* Cke. et Hark. = *Cylindrocarpon obtusisporum* (Cke. et Hark.) Wr.
,, *obtusiusculum* Sacc. = *Cylindrocarpon Magnusianum* (Sacc.) Wr.
Fusisporium *obtusum* Cke. = *Cylindrocarpon obtusisporum* (Cke. et Harkn.) Wr.
Fusarium *obtusum* (Cke.) Sacc. = *Cylindrocarpon obtusisporum* (Cke. et Harkn.) Wr.
Fusoma *ochraceum* Cda. = *F. culmorum*
Fusisporium *ochraceum* Mont. = non *Fusarium*
Fusarium *oidioides* Speg. = ? *Colletotrichum*
Nectria *oidioides* Speg. *myrticola* Rehm = *Calonectria diploa*
Fusarium *opuli* Oud. = ? *Gloeosporium*
,, *opuntiarum* Speg. = *F. oxysporum*
,, *orchidis* Petch = *F. reticulatum*
,, *orthoceras* App. et Wr. *v. albido-violaceum* (Dasz.) Wr. = *F. orthoceras*
,, *orthoceras* App. et Wr. *v. triseptatum* Wr. = *F. orthoceras*
Microcera *orthospora* Syd. = *F. orthoconium*
Fusarium *orthosporum* Sacc. = *Cylindrocarpon orthosporum* (Sacc.) Wr.
,, *osiliense* Bres. et Vestgr. = *Septogloeum oxysporum* Bomm., Rouss. et Sacc.
Fusisporium *ossicola* Berk. et Curt. = *F. equiseti*
Fusarium *ossicolum* (Berk. et Curt.) Sacc. = *F. equiseti*
,, *osteophilum* Speg. = *F. scirpi v. filiferum*
Calonectria *otagensis* (Linds.) Sacc. = *Gibberella baccata*
Fusarium *oxydendri* Ell. et Ev. = *F. cavispermum*
,, *oxysporum* aut. = *F. oxysporum* f. 1
,, *oxysporum* Klotz. (non Schlecht.) = *F. nivale*
,, *oxysporum* Schl. f. 3 Wr. = *F. oxysporum v. cubense*
,, *oxysporum* Schl. f. 4 Wr. = *F. oxysporum v. cubense*
,, *oxysporum* Schl. f. 5 Wr. = *F. oxysporum v. nicotianae*
,, *oxysporum* Schl. *v. asclerotium* Sherb. = *F. orthoceras*
,, *oxysporum* Schl. subsp. *aurantiacum* Sacc. (non Cda.) = *F. semitectum v. majus*
,, *oxysporum* Schl. *v. aurantiacum* (Lk.) Wr. *f. hyalina* P. Brun. = *F. semitectum v. majus*
,, *oxysporum* Schl. *v. cucurbitacearum* Rabh. = *F. orthoceras*
,, *oxysporum* Schl. *v. longius* Sherb. = *F. orthoceras v. longius*
,, *oxysporum* Schl. subsp. *lycopersici* Sacc. = *F. bulbigenum v. lycopersici*
,, *oxysporum* Schl. *forma lycopersici* Roum. = *F. bulbigenum v. lycopersici*

Fusarium *oxysporum* Schl. *v. lycopersici* Lindau = *F. bulbigenum v. lycopersici*
,, *oxysporum* Schl. *v. resupinatum* Sherb. = *F. orthoceras*
,, *Palczewskii* Jacz. = *F. avenaceum*
,, *pallens* Berk. et Curt. (non Nees) = *Septogloeum*
Selenosporium *pallens* Cda. = *Cylindrocarpon janthothele v. majus* Wr.
Atractium *pallens* Nees = *Cylindrocarpon janthothele v. majus* Wr.
Fusarium *pallens* (Nees) Lk. = *Cylindrocarpon janthothele v. majus* Wr.
,, *pallens* (Nees) Sacc. = *F. javanicum*
Fusisporium *pallido-roseum* Cke. = *F. semitectum v. majus*
Fusarium *pallido-roseum* (Cke.) Sacc. = *F. semitectum v. majus*
Fusoma *pallidum* Bon. = *F. equiseti*
Fusarium *pallidum* Berk. et Curt. = ? *Tubercularia*
,, *pallidum* (Bon.) Sacc. et Trott. = ? *Fusidium*
,, *pampini* Thüem. et Pass. = *Gloeosporium physalosporae* Cav.
Fusisporium *pandani* Cda. = *Gloeosporium*
Fusarium *pandani* (Cda.) Sacc. = *Gloeosporium*
,, *pannosum* Mass. = *F. sambucinum*
Fusisporium *parasiticum* Peck = *F. avenaceum*
Fusoma *parasiticum* Tub. = *F. oxysporum v. aurantiacum*
Fusarium *parasiticum* Fautr. (non West.) = *F. lateritium v. majus*
,, *parasiticum* Ell. et Kell. = *F. heterosporum*
,, *parasiticum* West. pr. p. = *F. ciliatum*
,, *parasiton* Fautr. = *F. sphaeriae*
Microcera *parlatoriae* Trab. = *F. larvarum*
Fusarium *paspali* P. Henn. = *F. avenaceum*
,, *paspalicola* P. Henn. = *F. heterosporum*
Nectria *Passeriniana* Cke. = *Nectria coccophila*
Fusarium *Patouillardi* Sacc. = ? *Oidium*
,, *Peckii* Sacc. pr. p. = *F. oxysporum v. aurantiacum*
,, *Peckii* Sacc. pr. p. = *F. avenaceum*
,, *pelargonii* Crouan = *F. merismoides*
,, *peltigerae* West. = *F. ciliatum*
,, *penicillatum* (Harz) Sacc. = *F. avenaceum*
Menispora *penicillata* Harz = *F. avenaceum*
Fusarium *pentaclethrae* P. Henn. = *F. juruanum*
,, *personatum* Cke. = *Gloeosporium Allescherianum* (P. Henn.) Wr.
,, *pestis* Sor. = ? *F. solani v. Martii* f. 1
,, *pezizaeforme* Berk. et Curt. = ? *Verticillium*
,, *pezizoides* Desm. = *Gloeosporium paradoxum* (Not.) Fuck.
,, *pezizoideum* (Berk. et Curt.) Sacc. = *F. sambucinum* f. 1
Fusisporium *pezizoideum* Berk. et Curt. = *F. sambucinum* f. 1
Fusoma *Pfaffi* Bub. = ? *Septogloeum*
Fusarium *phormii* P. Henn. = *Gloeosporium phormii* (P. Henn.) Wr.
,, ? *phyllachorae* P. Henn. = ? *Libertella*
Fusisporium *phyllogenum* C. et P. = ? *Cercosporella*
Fusarium *phyllogenum* (C. et P.) Sacc. = ? *Cercosporella*
Pionnotes *pinastri* Karst. = *Linodochium hyalinum* (Lib.) Höhn.
Fusoma *pini* Hart. = *F. oxysporum v. aurantiacum*
Fusarium *pinnatum* Rost. in herb. = *F. avenaceum*
Discocolla *pirina* Prill. et Del. = *F. lactis*
Fusisporium *pirinum* Fr. = *F. avenaceum*
Fusarium *pirinum* (Fr.) Sacc. pr. p. = *F. avenaceum*
,, *pirinum* Sacc. (non Fr.) = *F. lateritium*
Fusisporium *placentula* Berk. et Curt. = *F. lateritium*

Fusarium *platani* Mont. = *Gloeosporium platani* (Mont.) Oud.
,, *platanoidis* Oud. = *Gloeosporium*
Microcera *pluriseptata* Cke. et Mass. = *F. coccophilum*
Sporotrichum *poae* Peck = *F. poae*
Fusarium *poae* (Pk.) f. *pallens* Wr. = *F. poae*
,, *poincianae* Passer. = ? *Hymenula*
,, *polymorphum* March. (non Matr.) = *Cylindrocarpon radicicola* Wr.
,, *polymorphum* Matr. = *F. sambucinum* f. 1
,, *polymorphum* Matr. *v. pallens* Wr. = *F. sambucinum* f. 4
Pionnotes *polysciatis* P. Henn. = ? *Fusariella polysciatis*
Fusarium *Poolensis* Taub. = *F. bulbigenum v. niveum*
,, *protractum* Lev. = ? *F. lateritium*
,, *prunorum* McAlp. = *Cylindrocarpon mali* (All.) Wr.
,, *pseudacaciae* Rap. = ? *F. lateritium*
,, *pseudoeffusum* Mur. = *F. scirpi v. acuminatum*
,, *pseudo-heterosporum* Jacz. = *F. avenaceum*
Pionnotes *pseudonectria* Speg = *F. coccophilum*
Fusarium *pseudonectria* Speg. = *F. avenaceum*
,, *pteridis* Ell. et Ev. = *Septogloeum pteridis* (Ell. et Ev.) Wr.
,, *pucciniophilum* Sacc. et Syd. = *F. heterosporum*
Botryosphaeria *pulicaris* (Fr.) Ces. et Ntrs. pr. p. = *Gibberella pulicaris*
,, *pulicaris* (Fr.) Ces et Ntrs. pr. p. = *Gibberella baccata v. moricola*
Gibbera *pulicaris* Fuck. pr. p. = *Gibberella baccata*
,, *pulicaris* Fuck. pr. p. *Gibberella baccata v. major*
,, *pulicaris* Fr. = *Gibberella pulicaris*
Nectria *pulicaris* Tul. = *Gibberella pulicaris*
Sphaeria *pulicaris* Fr. = *Gibberella pulicaris*
Botryosphaeria *pulicaris* (Fr.) Ces. et Ntrs. *subsp. baccata* (Wallr.) Sacc. = *Gibberella baccata*
Gibberella *pulicaris* (Fr.) Sacc. *subsp. baccata* (Wallr.) Sacc. = *Gibberella baccata*
Botryosphaeria *pulicaris* (Fr.) Ces. et Ntrs. *f. depauperata* Sacc. = *Gibberella baccata*
Gibberella *pulicaris* (Fr.) Sacc. *f. elaeagni Syd.* = *Gibberella pulicaris*
,, *pulicaris* (Fr.) Sacc. *f. evonymi-japonici* Sacc. = *Gibberella pulicaris*
Botryospheria *pulicaris* (Fr.) Sacc. *f. laburni* Sacc. = *Gibberella pseudopulicaris*
Gibberella *pulicaris* (Fr.) Sacc. *subsp. moricola* (Ntrs.) Sacc. = *Gibberella baccata v. moricola*
,, *pulicaris* (Fr.) Sacc. *f. robiniae* Syd. = *Gibberella cyanea*
Gibbera *pulicaris* Fr. *f. sarothamni* Rehm = *Gibberella pseudopulicaris*
Gibberella *pulicaris* (Fr.) Sacc. *subsp. Saubinetii* (Dur. et Mont.) Sacc. = *Gibberella Saubinetii*
,, *pulicaris* (Fr.) Sacc. *f. ulmi* Syd. = *Gibberella baccata*
Gibbera *pulicaris* Fr. *f. zeae-maydis* Rehm = *Gibberella Saubinetii*
Fusarium *pulvinatum* (Berk. et Br.) Sacc. = *F. sambucinum*
Fusisporium *pulvinatum* Berk. et Br. = *F. sambucinum*
Fusoma *punctiforme* Karst. = ? *F. bulbigenum v. blasticola*
Fusarium *punctiforme* Dur. et Mont. = ? *F. reticulatum*
,, *pusillum* Wr. = *F. dimerum v. pusillum*
Fusisporium *putaminum* Thüm. = *F. lateritium*
Fusarium *putaminum* (Thüm.) Sacc. = *F. lateritium*
,, *putrefaciens* Ostw. = *F. avenaceum*

Fusisporium *pyrinum* Fr. (non. Sacc.) = *F. avenaceum*
Fusarium *pyrinum* Schw. (non Fr.) = *F. lactis*
Selenosporium *pyrochroum* Desm. = *F. lateritium*
Fusarium *pyrochroum* (Desm.) Sacc. = *F. lateritium*
,, *pyrochroum* (Desm.) *v. diatrypellicola* Syd. = *F. aquaeductuum v. medium*
Calonectria *pyrrochlora* Sacc. = *Calonectria decora*
Fusarium *quercicola* Oud. = ? *Septogloeum*
,, *radicicola* Wr. = *F. javanicum v. radicicola*
Microcera *rectispora* Cke. et Mass. = *Tetacrium rectisporum* (Cke. et Mass.) Petch
Fusarium *redolens* Wr. *v. angustius* Lindf. = ? *F. oxysporum* f. 1
,, *redolens* Wr. *v. solani* Sherb. = *F. redolens*
Calonectria *Rehmiana* Kirsch. = *Gibberella pulicaris*
Fusarium *rhabdophorum* Berk. et Br. = *Cylindrosporium*
,, *rhizochromatistes* Sid. = *F. bulbigenum*
,, *rhizochromatistes v. microsclerotium* Sid. = *F. bulbigenum*
,, *rhizogenum* Pound. et Clem. = *Cylindrocarpon Magnusianum* (Sacc.) Wr.
,, *rhizogenum* Aderh. (non Pound et Clem.) = *Cylindrocarpon v. radicicola* Wr.
,, *rhizophilum* Cda. = *F. merismoides*
Fusisporium *rhizophilum* West. = *F. merismoides*
Pionnotes *rhizophila* (Cda.) Sacc. = *F. merismoides*
Fusisporium *rhizophilum* (Cda.) *v. dahliae* West. = *F. merismoides*
Pionnotes *rhizophila* (Cda.) Sacc. *v. dahliae* Wild. et Dur. = *F. merismoides*
Fusarium *rhoicolum* Fautr. = ? *F. graminearum*
,, *ricini* (Bér.) Bizz. = *F. sambucinum*
Fusisporium *ricini* Bér. = *F. sambucinum*
Nectria *rigidiuscula* Berk. et Br. = *Calonectria rigidiuscula*
Fusarium *rimicola* Sacc. = *F. lateritium*
Fusisporium *rimosum* Peck = *F. merismoides*
Fusarium *rimosum* (Peck) Sacc. = *F. merismoides*
,, *robiniae* Pass. = *F. sarcochroum*
,, *Rollandianum* Sacc. = ? Septoria
,, *roseo-bullatum* (Sherb.) Wr. = *F. equiseti v. bullatum*
Fusisporium *roseolum* Steph. (in Berk. et Br.) = *F. merismoides*
Fusarium *roseolum* (Steph.) Sacc. = *F. merismoides*
Fusidium *roseum* Lk. pr. p. = *F. sambucinum*
,, *roseum* Lk. pr. p. = *F. graminearum*
Fusisporium *roseum* Lk. = *F. graminum*
Fusarium *roseum* Lk. pr. p. = *F. sambucinum*
,, *roseum* Lk. pr. p. = *F. graminearum*
,, *roseum* Lk. *v. buxi* Sacc. = *F. lateritium*
,, *roseum* Lk. *v. calystegiae* Sacc. = *F. semitectum v. majus*
,, *roseum* Lk. *v. cucubali-bacciferi* Sacc. = ? *F. graminearum*
,, *roseum* Lk. *v. cucurbitacearum* Sacc. = *F. solani v. minus*
,, *roseum* Lk. *v. dracaenae* Roum. = *F. lateritium*
,, *roseum* Lk. *v. dulcamarae* Sacc. = *F. lateritium*
,, *roseum* Lk. *v. erumpens* Rabh. = *F. lateritium*
,, *roseum* Lk. *v. filicis* Sacc. = *Septogloeum oxysporum* Bomm., Rouss. et Sacc.
,, *roseum* Lk. *v. fraxini* Therry = *F. lateritium*
,, *roseum* Lk. *v. helianthi* Sacc. = *F. tricinctum*

Fusarium *roseum* Lk. *v. lavaterae-arboreae* Thüm. = *F. lateritium*
,, *roseum* Lk. *v. limonis* Sacc. = *F. lateritium*
,, *roseum* Lk. *v. lonicerae* All. = ? *F. lateritium*
,, *roseum* Lk. *v. lupini-albi* Sacc. = *F. avenaceum*
,, *roseum* Lk. *v. maydis* Sacc. = *F. graminearum*
,, *roseum* Lk. *v. phaseoli* Gonz.-Frag. = *F. tricinctum*
,, *roseum* Lk. *v. phytolaccae* Sacc. = *F. lateritium*
,, *roseum* Lk. *v. rhei* Karst. = *F. culmorum*
,, *roseum* Lk. *v. rosae* Sacc. = *F. lateritium*
,, *roseum* Lk. *v. rusci* Sacc. = *F. merismoides*
,, *roseum* Lk. *f. solani nigri* Sacc. = *F. scirpi*
,, *roseum* Lk. *f. visci* P. Brun. = *F. lateritium*
,, *roseum* Lk. *v. vitalbae* Sacc. = *F. avenaceum*
,, *roseum* Lk. *v. yuccae* Gonz. Frag. = ? *F. lateritium*
,, *Rösleri* Thüm. = *F. merismoides*
,, *rostratum* Speg. = *F. sambucinum* f. 1
,, *rostratum* App. et Wr. (non Speg.) = *F. graminearum*
,, *Roumegueri* Sacc. = *F. lateritium*
,, *ruberrimum* Del. = *F. avenaceum*
Fusisporium *rubi* Wint. = *Ramularia rubi* (Wint.) Wr.
Fusarium *rubi* Wint. = *Ramularia rubi* (Wint.) Wr.
,, *rubi* Ostw. (non Wint.) = *Cylindrocarpon didymum* (Hart.) Wr.
,, *rubicolor* Berk. et Br. = ? *Septoria*
,, *rubiginosum* App. et Wr. = *F. culmorum*
Fusoma *rubricosum* Dearn. et Barth. = ? *Helminthosporium*
,, *rubrum* Lind. = *F. avenaceum*
Fusarium *rubrum* Par. = *F. lactis*
,, *russianum* Manns = *F. scirpi v. acuminatum*
,, *rutaecolum* Fautr. et Roum. = *F. avenaceum*
,, *Saccardoanum* Syd. = *F. oxysporum v. aurantiacum*
Nectria *saccharina* Berk. et Curt. = *Hypomyces ipomoeae*
Fusarium *salicicolum* All. = *F. avenaceum*
,, *salicinum* Cda. = *Libertella salicina* (Cda.) Wr.
,, *salicis* Fuck. = *F. lateritium*
,, *salicis* Fuck. f. 1 Wr. = *F. lateritium*
,, *salicis* Fuck. *v. minus* Wr. = *F. lateritium v. minus*
,, *salicis* Fuck. *v. pallens* Wr. = *F. lateritium*
,, *salmonicolor* Berk. et Curt. = *Fusidium salmonicolor* (Berk. et Curt.) Wr.
,, *samararum* All. = *F. lateritium*
,, *sambucinum* Fuck. f. 3 Wr. = *F. culmorum*
,, *sambucinum* Fuck. *v. coeruleum* Wr. = *F. sambucinum* f. 1.
,, *sambucinum* Fuck. *v. medium* Wr. = *F. sambucinum*
,, *samoense* Gehr. = *F. moniliforme*
Sphaeria *sanguinea* Sibth. *v. cicatricum* Berk. = *Nectria Desmazierii*
,, *sanguinea* Sibth. *v. media* Fr. (*β media*) = *Nectria episphaeria*
Pionnotes *sanguinea* (Fr.) Sacc. = *F. avenaceum*
Fusisporium *sanguineum* Fr. = *F. avenaceum*
Fusarium *sanguineum* Sherb. (non Fr.) = *F. scirpi v. acuminatum*
,, *sanguineum v. pallidius* Sherb. = *F. avenaceum v. volutum*
,, ? *sapindophilum* Speg. = ? *Cercosporella*
Selenosporium *sarcochroum* Desm. = *F. sarcochroum*
Fusarium *sarcochroum* Krieger in herb. (non [Desm.] Sacc.) = *F. tumidum*

Fusarium *sarcochroum* (Desm.) Sacc. *f. polygalae-myrtifoliae* P. Henn. = *F. avenaceum*
,, *sarcochroum* (Desm.) Sacc. *v. robiniae* (Pass.) Wr. = *F. sarcochroum*
,, *Saubinetii* Mont. = *F. lateritium*
Botryosphaeria *Saubinetii* (Mont.) Niessl = *Gibberella Saubinetii*
Gibbera *Saubinetii* Fuck. (non Mont.) = *Gibberella pulicaris v. minor*
,, *Saubinetii* Mont. = *Gibberella Saubinetii*
Sphaeria *Saubinetii* Mont. = *Gibberella Saubinetii*
Gibberella *Saubinetii* (Mont.) Sacc. *f. acuum* Feltgen = *Gibberella pulicaris*
,, *Saubinetii* (Mont.) Sacc. *v. calami* P. Henn. = *Gibberella heterochroma*
,, *Saubinetii* (Mont.) Sacc. *v. coronillae* Sacc. = *Gibberella pulicaris*
,, *Saubinetii* (Dur. et Mont.) Sacc. *f. dahliae* Sacc. = *Gibberella acuminata*
,, *Saubinetii* (Mont.) Sacc. *v. flacca* Wr. = *Gibberella Saubinetii*
,, *Saubinetii* (Mont.) Sacc. *v. juniperi sabinae* Roum. = *Gibberella baccata*
,, *Saubinetii* (Mont.) Sacc. *f. lignicola* Roum. = *Gibberella baccata*
,, *Saubinetii* (Mont.) Sacc. *v. pachyspora* Roum. = *Gibberella baccata*
,, *Saubinetii* (Mont.) Sacc. *f. sambuci* D. Sacc. = *Gibberella pulicaris v. minor*
,, *Saubinetii* (Mont.) Sacc. *v. tetraspora* Feltg. = *Gibberella pulicaris v. minor*
Fusarium *Schawrowi* Speschn. = ? *F. lateritium u. mori*
,, *Schiedermayeri* (Thüm.) Sacc. = *F. avenaceum* f. 1
Fusisporium *Schiedermayeri* Thüm. = *F. avenaceum* f. 1
Fusarium *Schnablianum* All. = *F. avenaceum*
,, *Schribauxii* Del. = *F. culmorum*
,, *Schweinitzii* Ell. et Hark. = *Gloeosporium crassipes* Speg.
,, *scirpi* Lamb. et Fautr. f. 1 Wr. = *F. scirpi*
,, *scirpi* Lamb. et Fautr. *v. caudatum* f. 1 Wr. = F. *scirpi v. caudatum*
,, *scirpi* Lamb. et Fautr. *v. comma* Wr. = *F. scirpi*
,, *scirpi* Lamb. et Fautr. *v. compactum* f. 1 Wr. = *F. scirpi v. compactum*
,, *scirpi* Lamb. et Fautr. *v. nigrantum* (= *nigrans*) Benn. = *F. scirpi*
,, *scirpi* Lamb. et Fautr. *v. pallens* Benn. = *F. scirpi*
,, *sclerodermatis* Peck = *F. oxysporum v. aurantiacum*
,, *sclerodermatis* Oud. = *F. sambucinum* f. 1
,, *sclerodermatis* Oud. var. *lycoperdonis* Picb. = *F. scirpi*
,, *sclerostromaton* Sid. = *F. angustum*
,, *sclerotioides* Sherb. = *F. oxysporum* v. *aurantiacum*
,, *sclerotioides v. bervius* Sherb. = *F. bulbigenum v. blasticola*
,, *sclerotium* Wr. = *F. scirpi*
,, *scolecoides* Sacc. et Ell. = *F. ciliatum*
,, *secalis* Fée = *F. heterosporum*
,, *secalis* Jacz. (non Fée) = *F. nivale*
,, *Seemenianum* P. Henn = F. *avenaceum*
,, *serjaniae* Syd. = *Cercospora serjaniae* (Syd.) Wr.
,, *socium* Sacc. = *F. expansum*

Fusisporium *solani* Mart. pr. p. = *F. solani var. eumartii*
,, *solani* Mart. pr. p. = *F. solani*
,, *solani* Mart. pr. p. = *F. solani v. Martii*
,, *solani* Mart. *v. album* Hart. = ? *F. orthoceras*
Fusarium *solani* (Mart.) App. et Wr. f. 1 Wr. = *F. solani*
,, *solani* (Mart.) App. et Wr. *v. cyanum* Sherb. = *F. solani*
Fusisporium *solani* Mart. *v. flavum* Hart. = *F. solani*
Fusarium *solani* (Mart.) App. et Wr. *v. medium* Wr. = F. *solani*
,, *solani* (Mart.) App. et Wr. *v. suffuscum* Sherb. = *F. solani*
Fusisporium *solani-tuberosi* Desm. = *F. solani*
Pionnotes *solani-tuberosi* (Desm.) Sacc. = *F. solani*
Fusarium *sophorae* All. = *F. lateritium*
,, *sorghi* P. Henn. = *F. avenaceum*
,, *spartinae* Ell. et Ev. = *Septogloeum spartinae* (Ell. et Ev.) n. c.
,, *speiranthis* P. Henn. = *Gloeosporium speiranthis* (P. Henn.) Wr.
,, *Speiseri* Lind. = *F. avenaceum*
,, *spermogoniopsis* Müll. = *Hymenula spermogoniopsis* (Müll.) Wr.
,, *sphaeriae* Fuck. *v. majus* Wr. = *F. sphaeriae*
,, *sphaeriae* Fuck. *v. robustum* Davis = *Septogloeum robustum* (Dav.) n. c.
,, *sphaeriaeforme* Sacc. = *F. melanochlorum*
,, *sphaeroideum* Pass. = *F. lateritium v. mori*
,, *spicariae-colorantis* (v. Hall — de Jonge) Sacc. et Trott. = *F. decemcellulare*
Calonectria *squamulosa* Rehm = *Calonectria rigidiuscula*
Fusarium *stercorarium* Rostr. = ? *Ovularia*
,, *stercoris* Fuck. = *F. avenaceum*
,, *sticticum* Berk. et Curt. = *F. lateritium*
,, *stictoides* Dur. et Mont. = *F. graminearum*
,, *stilbaster* Lk. = ? *F. aquaeductuum v. medium*
,, *stilboides v. minus* Wr. = *F. stilboides*
Fusidium *stilbophilum* Cda. = *F. avenaceum*
Fusarium *stillatum* Not. = *Myxosporium stillatum* (Not.) Wr.
,, *striatum* Sherb. = *F. solani v. striatum*
,, *strobilinum* Cda. = *Ascochyta strobilina* (Cda.) Wr.
,, *stromaticola* P. Henn. = *F. aquaeductuum v. medium*
,, *stromaticum* Del. = *F. heterosporum*
,, *subcarneum* Crouan = *F. sambucinum*
Nectria *subcoccinea* Sacc. et Ell. = *Nectria coccophila*
Fusarium *subcorticale* Oud. = ? *F. buxicola*
Nectria *subfurfuracea* P. Henn. et E. Nym. = *Nectria coccophila*
Fusarium *subnivale* Höhn. = *F. dimerum*
,, *subpallidum* Sherb. = *F. sambucinum* f. 5
,, *subpallidum v. roseum* Sherb. = *F. sambucinum* f. 2
,, *subtectum* Rob. = *Hymenula psammae* Oud.
,, *subulatum* App. et Wr. = *F. avenaceum*
,, *subulatum* App. et Wr. *v. brevius* Sherb. = *F. avenaceum*
,, *subviolaceum* Roum. et Fautr. = *F. avenaceum*
Fusisporium *succisae* Schröt. = *F. moniliforme v. anthophilum*
Fusarium *succisae* (Schr.) Sacc. = *F. moniliforme v. anthophilum*
,, *succisae* Wr. (non Schröt.) = *F. avenaceum v. volutum*
Calonectria *sulcata* Starbäck = *Calonectria rigidiuscula*
Fusidium *sulphureum* (Schl.) Link = *F. sambucinum* f. 6

Fusarium *sulphureum* Schl. = *F. sambucinum* f. 6
„ *tabacivorum* Del. = *F. oxysporum v. nicotianae*
Microcera *tasmanica* McAlp. = *F. sambucinum*
Discofusarium *tasmaniense* (McAlp.) Petch = *F. sambucinum*
Fusarium *tecomae* P. Henn. = *F. lateritium*
„ *tenellum* Sacc. et Briard = *F. sambucinum*
Fusoma *tenue* Grove = *F. culmorum*
Fusarium *tenue* Cda. = *F. avenaceum*
„ *tenuissimum* (Peck) Sacc. = *F. sambucinum*
Fusisporium *tenuissimum* Peck = *F. sambucinum*
Fusarium *tenuistipes* Sacc. = *F. semitectum*
„ *terrestris* Manns = *F. equiseti v. bullatum*
Fusoma *tetracoilum* Cda. = *F. lateritium*
Calonectria *tetraspora* (Seav.) Sacc. et Trott. = *Calonectria rigidiuscula*
Scoleconectria *tetraspora* Seav. = *Calonectria rigidiuscula*
Fusarium *theobromae* Lutz (non App. et Strk.) = *F. decemcellulare*
„ *theobromae* App. et Strk. = *F. javanicum*
Atractium *Therryanum* Sacc. = *Micula Mougeottii* Duby
Fusarium *thevetiae* Tassi = *dubia*
„ *Thuemenii* Sacc. = ? *Tubercularia*
„ *tomentosum* Berk. et Curt. = ? *Gloeosporium*
Microcera *Tonduzii* Pat. = *F. larvarum*
Fusarium *tortuosum* Thuem. et Pass. = *Myxosporium tortuosum* (Sacc.) All.
Fusidium *torulosum* Berk. et Curt. = *F. sambucinum* f. 1
Fusoma *torulosum* (Berk. et Curt.) Sacc. = *F. sambucinum* f. 1
Fusarium *tracheiphilum* E. F. Sm. = *F. bulbigenum v. tracheiphilum*
„ *translucens* Berk. et Br. = ? *Hymenula*
„ *tremelloides* Grev. = *Calloria fusarioides* (Berk.) Fr.
Selenosporium *tricinctum* Cda. = *F. tricinctum*
Fusoma *triseptatum* Sacc. = *Septogloeum oxysporum* Bomm., Rouss. et Sacc.
Fusarium *tritici* (Liebm. ?) Eriks. = *F. nivale*
Gibberella *tritici* P. Henn. = *Gibberella Saubinetii*
Fusarium *truncatum* Sherb. = *F. avenaceum*
„ *tuberculariodes* (Cda.) Sacc. = *F. avenaceum*
Selenosporium *tuberculariodes* Cda. = *F. avenaceum*
Fusarium *tuberis* Preuss = ? *Ovularia*
„ *tuberivorum* Wilc. et Link = *F. trichothecioides*
„ *tuberum* Cke. et Rav. = *F. flocciferum*
Nectria *turraeae* P. Henn. = *Nectria coccophila*
Pionnotes *uda* (Berk.) Sacc. = *F. merismoides*
Fusisporium *udum* Berk. = *F. merismoides*
Fusarium *udum* (Berk.) Wr. = *F. merismoides*
„ *udum* Butler = ? *F. vasinfectum forma*
„ *udum* (Berk.) Wr. *var. pusillum* Wr. = *F. merismoides*
„ *udum* (Berk.) Wr. var. *solani* Sherb. = *F. merismoides*
„ *ulmi* Crouan = *Cylindrocarpon candidum* (Lk.) Wr.
„ *uncinatum* Wr. = *F. lateritium v. uncinatum*
„ *uniseptatum* Höhn. = *Cylindrocarpon uniseptatum* (Höhn.) Wr.
Fusisporium *uncigerum* Cda. = ? *Cylindrosporium*
Fusarium *uredinicola* Petch = ? *F. solani v. minus*
„ *uredinicolum* Muell. = *F. avenaceum*

Fusarium *uredinicolum* Pat. (non Muell.) = ? *Oidium*
,, *uredinum* Ell. et Ev. = *Cladosporium herbarum* (Pers.) Lk.
Fusisporium *urticae* Desm. = *Oidium concentricum* Berk. et Br.
Selenosporium *urticearum* Cda. = *F. lateritium v. mori*
Fusarium *urticearum* (Cda.) Sacc. = *F. lateritium v. mori*
,, *ustilaginis* Rostr. = *F. nivale*
,, *ustilaginis* Kell. et Swingle = *F. avenaceum*
Pionnotes *vagans* Speg. = *F. sambucinum*
Coccidophthora *variabilis* H. et P. Syd. pr. p. = *Calonectria diploa*
Fusarium *vasinfectum* Ferr. (non Atk.) = *F. bulbigenum v. niveum*
Nectria *variabilis* Hara = ? *Calonectria diploa*
Calonectria *varians* Sacc. = *Gibberella baccata*
Fusarium *vasinfectum* Atk. *v. egyptiacum* Fahmy = *F. vasinfectum* f. 1
,, *vasinfectum* Atk. *v. inodoratum* Wr. = *F. vasinfectum* f. 1
,, *vasinfectum* Atk. *v. pisi* Hall = *F. oxysporum* f. 8
Fusoma *vastator* Speg. = *Mycosphaerella ulmi* Kleb. [*Phleospora ulmi* (Fr.) Wallr.]
Fusarium *venenorum* Doun. = *F. avenaceum*
,, *ventricosum* App. et Wr. = *F. argillaceum*
Fusoma *veratri* All. = *Septogloeum veratri* (All.) Wr.
Fusarium *veratri* (All.) Höhn. = *Septogloeum veratri* (All.) Wr.
,, *versicolor* Sacc. = *F. culmorum*
,, *versiforme* Kab. et Bub. = ? *Septogloeum*
Oospora *verticilloides* Sacc. = ? *F. moniliforme*
Nectria *victoriae* P. Henn. = *Hypomyces haemotococcus*
Fusarium *vinosum* Mass. = *F. flocciferum*
Pionnotes *violacea* Lamb. et Fautr. = *F. lateritium*
Sclerotium *violaceum* Cda. = *F. lateritium*
Fusarium *violaceum* Fuck. = *F. coeruleum*
,, *violaceum* Crouan (non Fuck.) = *F. sambucinum*
,, *violae* Wolf = *F. oxysporum v. aurantiacum*
Pionnotes *viridis* Lechm. = *F. solani*
Fusarium *viride* (Lechm.) Wr. = *F. solani*
,, *viticola* Thüm. = *F. avenaceum*
Fusoma *vitis* Schulz. = *Hendersonia vitis* (Schulz.) n. c.
Fusarium *Vogelii* P. Henn. = *Cercospora curvata* (Rabh. et Br.) Wr.
,, *volutella* Ell. et Ev. = *F. aquaeductuum v. medium*
,, *Willkommii* Lind. = *Cylindrocarpon Willkommii* (Lind.) Wr.
Fusarium *yuccae* Cke. = ? *F. lateritium*
Fusisporium *Zavianum* Sacc. = *F. lateritium*
Fusarium *Zavianum* Sacc. = *F. lateritium*
Fusisporium *zeae* West. = *F. avenaceum*
Fusarium *zeae* (West.) Sacc. = *F. avenaceum*
,, *zizyphinum* Pass. = *F. lateritium*
,, *zonatum* (Sherb.) Wr. = *F. vasinfectum v. zonatum*
,, *zonatum* (Sherb.) Wr. f. 1 Link et Bail. = *F. vasinfectum v. zonatum* f. 1
,, *zonatum* (Sherb.) Wr. f. 2 Link. et Bail. = *F. vasinfectum v. zonatum* f. 2
,, *zygopetali* Del. = ? *Ramularia*

Alphabetisches Sachverzeichnis

Abaca 142, 233
Abelmoschus esculentus 124, 195, 204, **205**
—, Welke 205
Abies 115, 174
— *concolor* 175
Abwässer 20, 135, 315, 316
Acacia 76, 93, 169
Acajoubaum 146
Acer 21, 22, 32, 39, 43, 91, 189, 302
— *negundo* 75, 142
— — Rote Flecken im Holz 142
— *pseudoplatanus* 68
Ähren-Fusariose 241
Ährenschimmel 147
Aelchen 233, 234
Adesmia 140
Aesculus 43
Agapanthus 145
Agaricus 69, 304
Agropyron elongatum 202, 288
— *repens* 202, 203, 288
Agrostemma 57
Agrostis 45
— *alba* 187, 200, 201, 203
— *canina* 200
— *maritima* 200, 202
— *palustris* 201
— *stolonifera v. alba* 200
— *tenuis* 200
Ahorn 32, 142, 314
Aira 200
Akazie 93
Aleyrodes 170
— *citri* 305
Algae, Algen 143
Alligatorbirne 143
Allium 78, 112—115, 117 bis 120, 125, 127, **143**, 144, 145, 177, 302
Allium
—, Zwiebelfäule 143
—, Wurzelröte 143
—, Fußkrankheit 143
—, Lagerfäule 145
— *cepa* 121, 126
— — *v. multiplicans* 144
— *fistulosum* 144
Allium porrum 144
— *sativum* 144
— *schoenoprasum* 144
Aluminiumschäden 301
Alnus 21, 22, 39
Alopecurus 203
Alpenveilchen 181
Alternaria 222
Althaea 55
Ambarihanf 204, 205
Ambrosia artemisifolia 245
Ammophila arenaria 202
Amorphophallus 145
—, Trockenfäule 145
— *konjac* 145
— *Rivieri v. konjac* 145
Ampelopsis 91
Amphibia 306
Amygdalus persica 260, 261
Anacardiaceen 146
Anacardium 142, 146
— *occidentale* 146
—, — Umfallkrankheit 146
Ananas 100, **146**
Ananas sativus 146
—, Fusarium-Befall 146
Anaphothrips striatus 305
Andropogon 81
— *ischaemon* 147
— *sorghum* 98, 147, 239
—, Ährenschimmel 147
— *sorghum v. sundanense* 147
Angelica 76
Anguillulina dipsaci 234
Anona 38
Antirrhinum 146
Aonidia crenulata 305
— *lauri* 305
— *bullata* 305
Apfel 103, 167, 171, 187, 190, 232, 247, **248**, 249, 250, 251, 252, 259, 260
Apfelfäule 55, 78, 103, 181
Apfelknospenfäule 167, 232
Apfelsine 125, 138, **166**, 167, 168, 232, 260
Aphanomyces 257
Aphis 305
Apiosporina 55
Apium graveolens 112, **147**, 148
— —, Welkekrankheit 147
Aprikose 260, 261
Aprikosenjambuse 146
Aquarien 315
Aracee 145, 173
Arachis 189
— *hypogaea* 148
— —, Fußkrankheit 148
— —, Welkekrankheit 149
Arachnites 2, 7, 10, 14, 16, **42**, 43, 169, 302
—, Bestimmungsschlüssel 42
Arten 10, 15
Arthrosporiella 2, 10, 14, 17, 46, 53, 55, **57**, 60, 64, 74, 86
— Bestimmungsschlüssel 57
Arachnoidea 305
Areca 65
Artemisia 91
Arundo 203
Asparagus 81, 114, **149**
—, Fußkrankheit 149
—, Treibspargel 149
—, Wurzelfäule 149
—, Zierspargel 149
— *officinalis* 149
— *plumosus* 149
— *Sprengeri* 149
Aspidiotus 169, 171
— *articulatus* 305
— *camelliae* 305
— *destructor* 305
— *perniciosus* 171, 305
— *rapax* 305
Astdürre 225, 247, 248
Aster 27, 57, **157**, 158, 176, 252, 284
—, Resistent 159
—, Welkefest 159
Asternkrankheiten 157
— -Stengelbräune 157
— -Stengelfäule 157
— -sterben 157
— -welke 157

Asterolecanium miliaris 305
— *ventruosum* 305
Astrophytum 156
Atractium 4, **5**, 6, 9, 169
— *ciliatum* 5
— *flammeum* 5, 6
— *micropus* 5
— *pallens* 5
— *stilbaster* 5
— *Therryanum* 5
Augenbohne 295
Aulacaspis pentagona 305
Aurantiacee 42
Avena 45, 49, 57, 81, 98, 127, **150**, 285
—, Fusariosen 151
—, Haferflocken-Verfärbung 150
—, Lagerhaferschäden 150
Aves 306
Azukibohne 240

Backprodukte 207
Bäume 26, 43, 222, 315
Bahnen 202
Bakanae-Krankheit 238, 239, 240, 242
Bakterien 143, 145, 165, 172, 173, 188, 208, 210, 231, 234, 236, 277, 279
Bakterienfäule 293
Balsaholz 131, 238
Bambusa 21, 33
Bambusschäfte 33
Bananen 26, 48, 65, 69, 100, 102, 104, 120, 125, **226**, 227, 228, 229, 230, 231, 232, 250, 298
—, chinesische 230
—, Zwergbanane 230
Bartgras 147
Basidiomycetes 143, 303
—, holzzerstörende 143
Bast 205
Batate 116, 119, 130, 132, **211**, 212, 213, 214, 284
Baumwolle 67, 124, 125, 138, 156, 160, 181, **194**, 195, 196, 197, 198, 204, 205, 269
Baumwollfärber 198
Baumwollgarn 198
Baumwollkapsel 198
Bayoud 246
Beerenbefall 172
Beerenobst 130, 135, 137, 250
Beizung 266, 267, 268, 277
—, Kurznaßbeize 268
—, Naßbeizmittel 267, 268
—, Trockenbeize 267, 268
Bengalischer Hanf 177
Berberis 22
Bergahorn 68
Bergkiefern 21, 22, 95, 175
Bermuda-Zwiebeln 144
Besenginster 32, 84, 96
Beta 27, 55, 58, 65, 67, 113, 114, 141, **151**
— *vulgaris* 74, 110, 125, 126, 127, 151, 167
— —, Lagerfäule 152
— —, Welke 151
Betula 21, 22, 56
— *alba* 23, 77
Bienenkörbe 75
Bimli-Jute 204
Binse 202
Birke 78, 314
Birne 103, 190, **247**, 248, 250, 251, 252, 260
Blätterkohl 153, 155
Blasenfüße 305
Blasenrostlager 21, 95
Blasenrostpilze 86, 175
Blattflecken 172, 293
Blattlaus 305
Blattrollung 273
Blattwurz 173
Blattfäule 142, 247
Blauschimmel 299
Bleichsellerie 147
Bleichsucht 246
Blütenbefall 280
Blütenfäule 236
Blumenzwiebeln 234
Blumenkohl 153, 155
Blütenköpfchenfäule 101
Blutlaus 249
Boden 2, 64, 78, 82, 106, 115, 124, 127, 141, 144, 146, 151, 153, 155, 156, 157, 158, 159, 164, 174, 193, 195, 201, 205, 209, 211, 213, 215, 216, 217, 220, 222, 224, 226, 227, 228, 229, 230, 236, 243, 244, 245, 250, 253, 254, 265, 267, 272, 274, 279, 285, 287, 288, **306—311**, 315, 316.
—, Bananepflanzungen 82
—, Kakaopflanzungen 82
—, Fusariumflora 306—311, 316
Bodenfeuchtigkeit 153, 157, 195, 211, 221, 224, 239, 255, 257, 263, 274, 287
Bodeninfektion 159, 164, 211, 226
Bodentrockenheit 160, 255, 271
Bodenwärme 153, 239, 240, 255, 271, 274, 280, 287
Bohne 85, 116, 244, 245
Bohnenstrauch 156
Bohnenstroh 244
Bohrfliege 305
Bolbophyllum Lobbii 131
Botryodiplodia 243
Botrytis 145, 168, 293
Bovist 69, 77
Brakteen 104
Brand 45, 147
Brandpilze 81
Brassica 50, 56, 76, 77, 91, 151, 158
— *oleracea* 32, 110, **153**, 155
—, Welke 153
— *napus* 291
— *oleracea v. acephala* 153
— — — *asparagoides* 153
— — — *botrytis* 153
— — — *capitata* 153
— — — *caulirapa* 153
— — — *gemmifera* 153
— *pekinensis* 153
— *rapa v. rapifera* 153
Brauereien 315
Brauereigerste 206
—, rotschimmelige 206
Brennesselstengel 32
Bromus 200, 203
— *ciliatus* 203, 288
— *inermis* 203, 288
— *secalinus* 288
Brot giftig — 207, 217
Broussonetia 92
Bücher-Stockflecken 311
Büschelkrankheit 233
Buche 314
Buchsbaum 93
Bufo murinus 306
Bulben 131
Bunchy top 234
Butter 81, 103, 114, 251
Buxus 30, 93, 222
— *balearica* 30
— *sempervirens* 30
— *v. suffruticosa* 30

Cactaceae 156
—, Weichfäule 156
Caesalpinia 140
„Cafe chocho" 172
Cajanus 61, 136, **156**, 157, 269
— *indicus* 93, 146, *156*
—, Welke *156*
Callistephus 27, 57, 77, 125, 127, 151, **157**
—, Asternsterben 157
—, Asternwelke 157
—, Astern-Stengelfäule 157

Callistephus
—, Astern-Stengelbräune 157
— *chinensis* 111, 120
Calocera glossoides 304
Calonectria 2, 6, 10, 13, 14, 15, 16, 91, 169, 302
— *coccidophaga* 7, 169
— *decora* 5, 7, 11, 14, 38, **39**, 40
— *diploa* 6, 7, 11, 14, 40, **41**, 169, 170, 302
— *graminicola* 12, 14, 42, 43, **44**, 201, 206, 265, 266
— — *v. neglecta* 12, 42, 43, **45**, 265
— *leucorrhodina* 42
— — *v. minor* 42
— *massariae* 5
— *rigidiuscula* 11, 13, 36, **37**, 99, 283
Camarosporium 32
Canis 306
Cannabis 136
Capsicum 125, 160
— *annuum* 160, 212
—, Welke 160
Carex 202
Carica 65
— *papaya* 26, 61, 115, 136, **161**
—, Fruchtfäule 161
—, Fußkrankheit 161
Cariopsen 45, 53
Carpinus betulus 32
Cashew-Nuß 146
Cassava 198
Cedrus 174
— *deodara* 175
— *libani* 175
Celosia cristata 161, 222
—, Umfallkrankheit 161
Celtis australis 23
Cephalocereus 156
Cephalosporium 297
Cerasophora 39
Ceratophyllum 23
Ceratostomella 142, 247
Cercosporella herpotrichoides 288
Cereus 156
Ceroplastes rusci 305
Chaetodochium buxi 30
Chamaeleon 112, 306
Champignon 118
Champignonbeeterde 78
Champignonfäule 304
Chenopodium album 245
Chile-Pfeffer 160
Chinarindenbaum 163
Chinesische Banane 230
Chininbaum 132
Chionaspis salicis 169, 305
— *biclavis* 305
Chlorose 243
Chrysanthemum 162, 297
—, Welke 162
— *cinerariaefolium* 162
—, Fußkrankheit 162
Chrysomphalus aonidum 305
— *aurantii* 305
— *obscurus* 171
Cicadina 305
Cicer arietinum 116, 162
—, Welke 162
Cinchona 132, 140, **163**
—, Wurzelhalsfäule 163
Cirsium 48
Citrullus 165, 178, 181, 222, 297
— *vulgaris* 117, **163**
—, Fruchtfäule 165
—, Welke 163
—, Wurzelfäule 165
Citrus 35, 42, 44, 61, 68, 77, 91, 95, 113, 125, 140, **166**, 168, 169, 170, 171, 250, 302
— *grandis* 136
Citrus-Cocciden 170
—, Fruchtfäule 166
—, Gummifluß 168
—, Rindenfäule 168
—, Schildläuse 169
—, Spitzendürre 168
Citrusfliege (weiße) 305
Cladophora 143
Claviceps 55, 73, 203, 303
Clematis 91
Clematis vitalba 32
Clitellaria heminopla 305
Clonostachys 30
Cocciden 28, 35, 41, 95, 169, 170
Cocciden-Parasiten 169, 305
Coccinellidae 305
Cocos 65
Coffea 95, 131, 132, 133, 140
Coffea arabica 172
—, Beerenbefall 172
—, Rindenfäule 172
—, Sämlingssterben 172
Coleoptera 305
Colletotrichum 9
Colocasia 127, **173**, 297
— Pulverig-graue Lagerfäule 173
Colocasia antiquorum 173
— *esculenta* 173
Coniferen 115, 174, 188, 302
—, Kiefer-Blasenrost 175
—, Umfallkrankheit 174
Coniferensämlinge 122
Conium 76
Constrictum 14, 105, 113
Convolvulus 61
Corallomyces 36, 169
Cornus 76
Coronilla 76
— *emerus* 32
Cornus 22
Corticium (Sclerotium) centrifugum 43
Corylus avellana 39
Cosmopolites sordidus 233
Cosmos 146
Crambe 76
Crassula 176
—, Triebfäule 176
— *rubicunda* 176
Crataegus 22
Crepe 204
Crocus 114, 123, **176**, 177
—, Trockenfäule der Zwiebelknolle 176
Cronartium 175, 304
— *conigenum* 86, 175
— *filamentosum* 86, 175
— *Harknessii* 86, 175
— *ribicola* 21, 86, 95, 175
Crotalaria 61, 156
— *juncea* 177
—, Welke 177
—, Fusariosen 177
— *spectabilis* 177
— *striata* 116, 177
— *usaramoensis* 177
Crown gall 262
Cruciferen 26
Cryptomyces 21, 303
Cryptospora anomala 39
Cucurbitaceen 26
Cucurbitaria 22, 32, 303
Cryptospora anomala 303
Cucumis 114
— *melo* 117, 141, 165, **178**
— —, Welke 178
— —, Fußkrankheit 178
— *melo v. cantalupo* 178
— *sativus* 117, 179, 180
— —, Welke 179
— —, Fußkrankheit 179
— —, Fruchtfäule 179
— —, Treibgurken-Fruchtflecken 180
Cucurbita 113, 180
—, Welke 181
—, Fruchtfäule 181
—, Fußkrankheit 181
— *maxima* 180, 181
— *moschata* 180
— *pepo* 181
Cyanophyceen 143
Cyathus 304
— *vernicosus* 56
Cyclamen persicum 181, 302
—, Welke 181

Cydonia 93
— *vulgaris* 103
Cylindrocarpon 1, 9
— *candidum* 5
— *radicicola* 210
Cylindrocolla 9
Cylindrophora albedinis 246
Cynodon dactilon 53
Cytisus 127
— *scoparius* 84

***D**actylis* 45
Dacryomycetineae 304
Dadap 182, 189
Dahlia, Dahlie 81, *182*
— *variabilis* *182*
—, Fußkrankheit 182
—, Lagerfäule 182
Dahlienstengel 68
damping-off 174
Darwintulpenzwiebel 293
Dasheen 173
Dasyscypha 55, 303
Dattelpalme 183, 246
Daucus 57, 61
— *carota* 126, **183**, 297
—, Wurzelfäule 183
Delphinium 146
Demetrias unipunctata 305
Dermatitis pustularis 68
Deschampsia 45
Dextrine 198
Dialeurodes 170
— *citri* 305
Dianthus 47, 55, 77, 115, 127, 146, 181, **183**, 185, 203
—, Welke 183
—, Nelkenschwindsucht 183
—, Fußkrankheit 186
—, Knospenfäule 186
— *caryophyllus* 79, 124
Diaspis 65, 305
— *pentagona* 305
Diatrype 22, 303
Diatrypella 22, 303
Dickblatt 176, 187
Dickkolben 145, 187
Dicotyledonen 81
Dinkelweizen 288
Dioscorea 198
Diplodia 168, 246
— *zeae* 297, 299, 301
Diptera 305
Discella 30
Discocolla 5, 9
— *pirina* 9
Discofusarium 5, 7, 9, 169
— *tasmaniense* 7
Discolor 2, 10, 14, 15, 18, 64, **69**, 70
—, Bestimmungsschlüssel 70
Discolor
—, Untergruppen 70
—, Untergruppe Neesiola 70 72
—, — Saubinetii 70, 75
—, — Trichothecioides 70, 85
Dispepsie 125
Distelnstengel 48
Dolichos 138
— *biflorus* 245
Dothideaceae 303
Douglasie 174, 188
Drossel 306
Düngung 195, 196, 267, 279
Duwock 188
Dysdercus sidae 198

Eberesche 32
Ecballium 76
Echinocactus 156
Echinopsis 156
Eibe 174, 188
Eibisch, eßbarer 124, 132, 181, 188, 195, 204, **205**
— Welke 205
Eiche 314, 315
Eichenschildlaus 171
Eierfrucht 132
Elaeis 188
—, Fäule an Früchten 188
—, — — Fruchtkolben 188
—, *guineensis* 61, 188
Elegans 2, 10, 14, 16, **104**, 105, 106, 109
—, Bestimmungsschlüssel 106
—, Untergruppen 104
—, Untergruppe Orthoceras 104, 109
—, — Constrictum 105, 113
—, — Oxysporum 105, 117
Eleusine coracana 243
Elymus 203
— *arenarius* 53
Entomogene Pilze 35, 44, 170, 171
Epichloë Zahlbruckneriana 38, 303
Epiphyllum 156, 251
Equisetum 114, 188
—, Wirt pathogener Fusarien 188
Erbse 57, 61, 112, 137, 189, 193, 224, 245, 250, 251, **252**, 253, 254, 255, 256, 284, 285
Erbsenmüdigkeit 253
Erbsenwelke 121, 252, 253
Erbsenwelkeerreger 112
Erbsenwelkepilz 121
Erde 48, 55, 59, 61, 81, 83, 102, 103, 127, 210, 230, 250, **306**
Erdbeere 189, 191
Erdboden 104
Erdnuß 148, 149, 189
Eriobotrya japonica 146
Erythrina 182, 189
—, Sämlingssterben 189
—, Ast- u. Spitzendürre 189
Eschenahorn 75, 142, 189
Eucalyptus 76, 169
Euchelia jacobaeae 305
Eugenia jambos 146
Eugibberella 99
—, Untergattung 99
Eu-Hypomyces 5
Eufusarium 4, 5
Eupionnotes 2, 6, 7, 10, 13, 16, **18**, 19, 24
—, Bestimmungsschlüssel 19
Eustoma Russellianum 189
—, Fußkrankheit 189
Evonymus 76, 91
Exobasidiineae 304
Exobasidium 55
— *vaccinii* 304

Fäulnisbewohner 135, 146, 249, 283
Fäulniserreger 48, 50, 103, 114, 118, 123, 136, 145
Fagus 21, 22, 81
Faserverfärbung 198
Federvieh 207, 208
Feigen 133
Feigenbäume 92, 190
Feigenkaktus 27, 156
—, Cladodien 27
Felderbse 245
Feldheuschrecken 305
Festuca 202
— *ovina* 200
— *rubra* 200
Feuerbohne 244
Fichte 174, 247
Ficus **92**, 131, 133, 169, 190
— *carica* 92
—, Eßfeigenfäule 92
— *pseudopalma* 38
Fiorinia fioriniae 305
Fioringras 203
Flachs 113, 191, 207, **216**, 217
Flachsmüdigkeit 216
Flachswelke 216
Flaschenkürbis 180
Flechten 38, 39, 43
Fleisch 302, *311*
—, Verderben 311

Flieder 246, 281
Fliegen 90, 170, 305, 314
Flußwasser 316
Flußwehre 20, 315
Forsythia 91, 281
Fragaria 114, 189, 191
— *vesca* 114
Frankliniella (? *californica*) 190
Fraxinus 39, 91, 281
Freesia, Freesie 114, 115, 117, 124, 145, **192**
—, Zwiebelfäule 192
—, Welke 192
Freiland-Schwarzfäule 275
Frostrisse 249
Fruchtfäule 64, 66, 73, 76, 90, 161, 165, 179, 181, 215, 220, 222, 236, 248—251, 259, 260, 264
Fruchtfäule
—, Kernobst 66, 73, 76
—, Gurke 179
—, Obstbäume 90
—, Obst- und Südfrüchte 90
Fruchtspitzenfäule 231
Früchte 26, 38, 51, 59, 102, 114, 118, 131, 136, 140
Fusamen 4
Fusarien
—, Liste 10
—, Beschreibung 18
Fusarionectria 18
Fusarium sp. 4, **9**, 10, 18, 30, 146, 148, 149, 156, 161, 162, 163, 166, 169, 174, 175, 180, 188, 189, 193, 198, 204, 205, 210, 216, 222, 243, 246, 249, 282
— *aduncisporum* 244
— *albedinis* 246
— *anguioides* 10, 14, 58, 60, **61**, 198, 257
— *angustum* 10, 14, 105, 107, **113**, 194
— *annuum* 160
— *apii* 148
— — *v. pallens* 148
— *apiogenum* 9, 222, 248
— *aquaeductuum* 10, 13, 19, **20**, 175, 206, 232, 303, **315**, 316
— — *v. medium* 5, 10, 13, 19, **21**, 25, 303, **315**, **316**,
— *arcuosporum* 268
— *argillaceum* 8, 10, 14, **140**, 141, 152
Fusarium arthrosporioides 10, 14, 50, 52, 53, 55, **56**, 175, 183, 241, 257, 268, 303, 304
— *asclerotium* 260
— *aspidioti* 169, 170
— *avenaceum* 2, 6, 8, 10, 14, 30, 50, 51, 52, **53**, 55, 56, 57, 61, 79, 145, 147, 150, 151, 165, 166, 174, 176, 179, 181, 182, 183, 186, 187, 188, 201, 206, 207, 215, 219, 222, 226, 248, 249, 250, 251, 257, 260, 261, 268, 279, 282, 285, 289, 290, 293, 294, 296, 303, 304, 305, 306, 312, 315, 316
— — f. 1 10, 50, **55**, 248, 250, 303, 304
— — *v. pallens* 10, 50, **56**
— — *v. volutum* 10, 50, 52, **56**, 300
— *bactridioides* 10, 14, 71, **86**, 175, 304
— *batatas v. vanillae* 293
— *Biasolettianum* 297
— *blasticola* 174
— *bostrycoides* 10, 14, 105, 106, **109**
— *brassicae* 50
— *buharicum* 196
— *bulbigeum* 10, 14, 105, 107, **113** 114, 144, 176, 179, 188, 191, 192, 193, 210, 234, 235, 248, 251, 308
— *bulbigenum v. batatas* 11, 107, 114, **116**, 211, 212, 213, 284, 293
— — *v. blasticola* 11, 107, 114, **115**, 174, 177
— — *v. lycopersici* 2, 11 107, **114**, 220, 251, 284
— — *v. niveum* 11, 107, 114, **117**, 163, 178
— — *v. niveum*-Form 178
— — Welke: Cucumis melo 178
— — *v. tracheiphilum* 11, 107, 114, **116**, 193, 295
— *buxi* 30
— *buxicola* 11, 13, 27, 28, **29**, 30
— *camptoceras* 11, 14, 58, **59**, 283
— *caucasicum* 196
— *cavispermum* 11, 13, 19, **22**, 247
— *celosiae* 162
— *cepae* 143
— *cerasi* 11, 14, 38, **39**, 40
Fusarium chlamydosporum 11, 14, 46, **47**, 305
— *ciliatum* 5, 7, 11, 14, **38**, 39, 40, 303
— *citrulli* 165
— *coccophilum* 5, 6, 11, 13, 28, 29, 33, **34**, 169, 170, 304, 305
— *coeruleum* 11, 14, 77, 127, 128, 133, **134**, 196, 222, 277, 278
— *concolor* 11, 14, 58, **60**
— *conglutinans* 11, 14, 105, 106, 109, **110**, 152, 153, 158, 284
— — *v. betae* 11, 106, 109, **110**, 151
— — *v. callistephi* 11, 106, 109, **110**, 152, 157, 158, 159, 180, 252, 284
— — *v. citrinum* 11, 107, **111**
— *cromyophthoron* 144
— *cucurbitae* 181
— *culmorum* 6, 11, 14, 71, **79**, 80, 147, 149, 150, 152, 158, 174, 175, 179—181, 186, 192, 201, 206, 210, 213, 222, 241, 250, 251, 257, 268, 289—293, 297, 298, 300, 303, 304, 311, 312
— — *v. cereale* 11, 72, **81**, 289
— *decemcellulare* 11, 13, 36, **37**, 99, 283
— *DeTonianum* 11, 50, 52, **56**, 304
— *dianthi* 11, 14, 109, 121, **123**, 162, 183, 186
— *dimerum* 8, 11, 13, 20, 24, **26**, 27, 166, 308
— — *v. nectrioides* 11, 20, **26**
— — *v. pusillum* 11, 20, **26**, 161, 232
— — *v. violaceum* 11, 20, **26**, 156
— *diversisporum* 11, 14, 58, 60, **61**, 161, 188, 198
— *echinosporum* 175, 226
— *epithele* 166
— *equiseti* 6, 11, 14, 62, **63**, 152, 179, 182, 188, 219, 222, 252, 257, 268, 289, 304, 305, 311
— — *v. bullatum* 11, 14, 62, 63, **64**, 231, 257, 289, 305, 308
— *erubescens* 222
— *expansum* 11, 13, 27, 28, 29, **31**, 303

Fusarium falcatum 219, 268,
— *flavum* 6, 7, 8, 11, 13, 20, **27**
— *flocciferum* 11, 14, 71, 74, **79**, 304
— *Fuckelii* 30
— *fuliginosum* 175
— *gemmiperda* 147, 259
— *gibbosum* 196
— *gigas* 11, 13, 29, **33**, 303
— *graminearum* 4, 11, 14, 71, 80, **82**, 175, 188, 202, 206, 207, 213, 217, 231, 241, 243, 268, 285, 286, 294, 297, 300, 306
— *graminum* 4, 5, 11, 14, 50, 52, **53**
— *herbarum* 2, 51, 249, 260
— — f. 1 187
— — *v. tuberculariodes* 51, 293, 294
— — *v. viticola* 51
— *heterosporum* 11, 14, 52, 53, 70, **72**, 202, 203, 303, 304
— *heterosporum v. congoense* 11, 71, **73**, 303
— *illosporioides* 92
— *javanicum* 6, 11, 14, 127, 129, 130, **131**, 132, 135, 145, 181, 189, 204, 213, 238, 258, 259, 283, 304, 308
— — *v. ensiforme* 11, 129, 130, **132**, 133
— — *v. radicicola* 11, **129**, 130, 131, 162, 213, 224, 251, 275
— *juruanum* 6, 7, 11, 14, 40, **41**, 169, 170, 302, 305
— *Kühnii* 11, 14, 42, **43**, 304
— *lactis* 9, 11, 14, 97, 102, **103**, 169, 190, 222, 248, 249, 251, 302, 312
— *larvarum* 7, 11, 14, 42, **43**, 169, 170, 302, 303, 305
— *lateritium* 6, 8, 11, 14, 30, 87, **88**, 145, 158, 166, 167, 168, 169, 172, 175, 183, 190, 215, 222, 231, 232, 247, 248, 249, 250, 251, 259, 260, 261, 281, 297, 303, 304, 305
— — *v. fructigenum* 167
— — *v. longum* 11, 88, **93**, 94, 95, 169, 172, 305
— — *v. majus* 11, 88, **93**
— — *v. minus* 11, 16, 86, 87, **92**
Fusarium lateritium v. mori 11, 87, 88, **91**, 225, 226
— — *v. uncinatum* 11, 16, 86, 87, **92**
— *limosum* 50
— *lini* 11, 14, 105, 109, **113**, 216
— *macroceras* 11, 14, 72, **84**
— *macroxysporum* 174
— *Malli* 144
— *melanochlorum* 12, 13, 19, **23**, 315
— *merismoides* 6, 12, 13, 20, **24**, 30, 152, 179, 182, 204, 224, 257, 293, 297, 311, 313, 315, 316
— — *v. chlamydosporale* 12, 20, 24, **25**, 315
— — *v. crassum* 12, 20, 24, **25**, 316
— *Martii-phaseoli* 148, 244
— *Martii v. pisi* 256
— *maydiperdum* 300
— *moniliforme* 8, 12, 14, 97, **98**, 99, 100, 145, 146, 149, 162, 169, 172, 175, 192, 193, 196, 197, 198, 222, 231, 239, 252, 262, 263, 282, 285, 289, 297, 298, 308
— — *v. anthophilum* 12, 97, 98, **101**, 281
— — — *fici* 190, 302, 303
— — — *majus* 239
— — — *minus* 12, 97, **102**
— — — *subglutinans* 12, 16, 97, 98, **100**, 101, 146, 231, 234, 263, 298, 305
— *Moronei* 306
— *neoceras* 12, 14, 98, 102, **103**
— *nivale* 12, 14, 42, 43, **44**, 45, 201, 206, 265, 266, 268, 303
— — *v. majus* 12, 42, 43, **45**, 265
— *opuntiarum* 27
— *orthoceras* 8, 12, 14, 105, 107, 109, **111**, 113, 145, 166, 175, 179, 180, 191, 194, 213, 231, 234, 251, 260, 279, 306
— — *v. apii* 12, 107, **112**, 148
— — — *apii f.* 1 12, 106, **112**, 148
— — — *longius* 12, 107, **112**, 248, 279, 289, 303, 304
— — — *pisi* 12, 106, 109, **112**, 254
Fusarium orthoceras v. triseptatum 105
— *orthoconium* 12, 14, 40, **42**
— *ossicola* 311
— *oxysporum* 12, 14, 105, 106, 108, 113, **117**, 118, 124, 145, 152, 156, 166, 175, 176, 189, 209, 210, 213, 214, 221, 222, 232, 250, 251, 279, 294, 304, 308, 312, 314
— *oxysporum*-Form 156, 176, 189, 209, 210, 218, 219, 279, 283, 294
— *oxysporum f. 1* 12, 108, 118, **119**, 180, 222, 237, 271, 272
— — *f. 2* 12, 109, 118, **119**, 211, 212, 213
— — *f. 6* 12, 108, 118, **120**, 157, 158
— — *f. 7* 12, 108, **120**, 121, 143
— — *f. 8* 12, 108, **121**, 253
— — *v. aurantiacum* 8, 12, 109, **121**, 122, 152, 167, 174, 178, 179, 182, 209, 232, 248, 249, 250, 253, 279, 289, 296, 300, 304
— — — — *f. 1* 12, 107, 121, **122**, 174
— — — *cubense* 2, 12, 109, 118, **119**, 120, 228, 229, 293
— — — *gladioli* 12, 109, 121, **122**, 123, 192, 293
— — — *medicaginis* 12, 109, **123**, 224
— — — *nicotianae* 2, 12, 109, 118, **120**, 236, 237
— *paspali* 50
— *pirinum* 166, 260
— *poae* 5, 8, 12, 14, 46, **47**, 151, 180, 186, 187, 202, 203, 260, 289, 300, 303, 305
— *pseudoeffusum* 268
— *putaminum* 261
— *putrefaciens* 50, 248, 249, 312
— *pyrinum* 51
— *redolens* 12, 14, 105, 108, 124, **126**, 152, 206, 224, 253, 280, 284, 289, 305
— — *f. 1* 12, 108, **127**, 152, 305
— *reticulatum* 12, 14, 70, 72, 73, 152, 165, 166, 178, 180, 181, 187, 222, 250, 312, 314

Fusarium reticulatum f. 1 12, 70, **74**
— — *v. negundinis* 12, 70, 72, **74**, 142
— *ricini* 261
— *rimicolum* 172
— *roseum* 4, 188, 207, 209, 243, 247
— — *v. lupini albi* 219
— *rostratum* 207
— *rubrum* 248, 260
— *russianum* 216
— *salicicolum* 50
— *sambucinum* 5, 7, 8, 12, 14, 71, 74, **75**, 85, 169, 174, 183, 209, 215, 222, 226, 231, 247, 261, 264, 304, 305, 306
— — *f. 1* 12, 71, **76**, 209, 304
— — *f. 2* 12, 70, **77**, 169, 305
— — *f. 4* 12, 71, **78**
— — *f. 5* 12, 71, **78**
— — *f. 6* 12, 71, 74, **78**, 175, 181, 279, 305
— — *v. minus* 12, 71, **78**
— *samoense* 99, 282
— *sarcochroum* 8, 12, 14, 86, 88, 94, **95**, 96, 281, 314
— *scirpi* 8, 12, 14, 62, 63, **66**, 152, 165, 169, 170, 179, 196, 206, 222, 261, 268, 289, 303, 304, 305, 311
— — *v. acuminatum* 5, 12, 14, 25, 30, 62, 63, **67**, 174, 183, 186, 198, 213, 216, 222, 250, 257, 268, 289, 303, 304, 311
— — — *caudatum* 12, 62, **68**, 169, 243, 305, 306
— — — *compactum* 12, 62 **66**, 198
— — — *filiferum* 6, 12, 62, 63, **69**, 304, 305 311
— — — *longipes* 12, 62, **68**
— *sclerotioides* 179, 253
— *semitectum* 12, 14, 57, **58**, 61, 222, 231, 232, 252, 261, 305
— — *v. majus* 12, 58, **59**, 177, 305
— *solani* 6, 8, 12, 14, 126, 127, 128, 129, 133, **135**, 136, 138, 144, 145, 152, 166, 168, 173, 175, 179, 180, 189, 192, 201, 210, 213, 216, 224, 236, 250, 251, 253, 259, 260, 279,
Fusarium solani 280, 285, 289, 297, 304, 305, 312, 316
— — *v. aduncisporum* 13, 127, 129, **138**, 244
— — — *eumartii* 13, 129, **138**, 139, 140, 168, 172, 274, 282, 308
— — — *Martii* 13, 128, 129, **136**, 139, 165, 196, 236, 251, 259, 279, 304, 315
— — — *Martii f. 1* 13, 129, **137**, 192, 232, 251, 279, 308
— — — *Martii f. 2* 13, 129, **137**, 245, 256, 257
— — — *Martii f. 3* 13, 129, **137**, 138, 148, 244, 245
— — — *minus* 13, 14, 129, 133, **134**, 279, 304
— — — *striatum* 13, 129, 133, **135**, 136, 161, 279, 283
— *sorghi* 50
— *Speiseri* 305
— *sphaeriae* 13, 28, 29, **32**, 33, 303
— *spinaciae* 127, 280
— *sporotrichioides* 13, 14, 46, 47, **48**, 151, 175, 186, 198, 250, 257, 285, 289
— — *v. minus* 13, 47, **49**
— *stercoris* 50
— *stilboides* 13, 14, 88, **94**, 95, 169, 305
— *subcarneum* 174
— *sublunatum* 13, 14, 72, 80, **81**
— — *v. elongatum* 13, 71, **82**
— *succisae* 281, 300
— *sulphureum* 175
— *tabacivorum* 237
— *trichothecioides* 13, 14, 70, 71, **85**, 276, 278
— *tricinctum* 8, 13, 14, 46, **48**, 181, 187, 248, 250, 304, 305
— *trifolii* 283
— *tumidum* 13, 14, 71, 80, **83**
— — *v. humi* 13, 71, **84**
— *udum* 182, 204
— *vasinfectum* 8, 13, 14, 105, 108, **124**, 125, 146, 149, 156, 160, 163, 194, 195, 196, 204, 205, 219, 253, 269, 283, 294
— — -Form 146, 149, 156, 160, 163, 177, 219, 253, 269, 283, 294
— — *f. 1* 13, 108, **125**, 194
Fusarium vasinfectum f. 2 13, 108, **125**, 283
— — *v. aegyptiacum* 194
— — — *lutulatum* 13, 108, 124, **125**, 253, 279
— — — *pisi* 253
— — — *sesami* 269
— — — *zonatum* 13, 108, 124, **125**, 126
— — — *zonatum f. 1* 13, 108, 124, **126**, 144, 183
— — — *zonatum f. 2* 13, 108, *126*
— *venenorum* 174
— *violae* 296
— *viticola* 50
— *viticolum* 282
— *Zavianum* 297
— *zeae* 50
Fusariumblattflecken 193
— -Gruppierung 13, 15
— -Pathologie 142
— -Systematik 4
Fusicladium 250
Fusidium 2, 4, **5**, 9
— *aeruginosum* 5
— *aloës* 5
— *aureum* 5
— *buxi* 30
— *candidum* 5
— *expansum* 5
— *farina* 5
— *griseum* 5
— *rhodospermum* 5
— *stilbophilum* 5
— *sulphureum* 5
Fusisporium 4, 5, 9
— *anthophilum* 281
— *argillaceum* 5
— *avenaceum* 51
— *buxi* 30
— *pyrinum* 51
— *roseum* 4
Fusoma 4, 5, **6**, 9
— *biseptatum* 6
— *filiferum* 6
— *glandarium* 6
— *helminthosporii* 6
— *inaequale* 6
— *lomentiforme* 6
— *ochraceum* 6
— *pallidum* 6
— *parasiticum* 174, 209
— *pini* 174
— *rubrum* 6
— *tetracoilum* 6
— *triseptatum* 6
— *veratri* 6
Fußkrankheit 57, 61, 64, 143, 144, 145, 148, 149, 161, 162, 179, 181, 182, 186, 197, 209, 214, 219,

222, 241, 257, 268, 274, 280, 288, 298
Futtergerste 207,
—, Unbekömmliche 207
Futtermöhren 183
Futterrübe 152
Futterweiden 45, 264
Futterwicke 291

Gallertige Nabelendfäule 275
Galtonia candicans 192, 210
—, Zwiebelfäule 192
Gambohanf 192, 204
Garne 198
Gartenerbse 57, 61, 112, 137, 252
Gartengurken 179
Gartenwicke 137, 256
Geradflügler 305
Gattungsbegriff 4
Gefäßbündel 112, 147, 156, 220, 224, 234, 236, 253, 254, 263, 275, 280
Gefäßgruppen 110, 212, 227, 228, 229, 274
Gefäßparasitär 116, 117, 119, 120, 123, 124, 125, 153, 156, 174, 193, 205, 222, 253, 254, 269, 271, 284
Gelber Rotz 210
Gelbsucht 147
Gerste 45, 60, 150, 192, 201, **206**, 207, 208, 239, 240, 241, 264, 265, 268, 285, 288, 291, 300
—, Fusariosen 208
Getreide 45, 49, 51, 55, 81, 98, 100, 200, 201, 202, 203, 207, 241, 250, 268, 272, 276, 280, 285, 288, 291
Gewässer 20, 21, 22
Gibbera buxi 30
Gibberella 2, 6, 10, 14, 15, 17, 18, 57, 97, 169, 215, 249
Gibberella acuminata 12, 14, 30, 62, 63, **68**, 183, 289
— *baccata* 6, 11, 14, 30, 87, **90**, 166, 169, 175, 183, 215, 232, 247, 249
— — *v. major* 11, 88, **93**
— — — *moricola* 11, 87, 88, **92**, 225
— *cyanea* 12, 14, 70, **74**
— *Fujikuroi* 12, 14, 97, 98, **99**, 100, 239, 240, 297, 298
— — *v. subglutinans* 12, 97, 98, **101**, 298
Gibberella heterochroma 11, 14, 71, 74, **79**
— *intricans* 11, 14, 62, 63, **65**, 231, 289
— *moniliformis* 100
— (*Lisea*) *parlatoriae* 169
— *pseudopulicaris* 12, 14, 88, 94, **95**
— *pulicaris* 4, 5, 7, 12, 14, 32, 71, 74, **76**, 169, 183, 209, 215, 226, 261, 264
— — *v. minor* 12, 71, **77**, 209
— — — *subtropica* 95
— *Saubinetii* 4, 11, 14, 71, 80, **83**, 175, 188, 201, 202, 206, 207, 209, 213, 217, 231, 241, 243, 268, 285, 286, 287, 288, 291, 294, 297, 298, 300, 301
— *subtropica* 95
Gibbosum 2, 10, 14, 17, 57, **61**, 62, 63
—, Bestimmungsschlüssel 62
Giftgerste 207
Giftiger Mais 300
Gilb-Fennich 288
Gladiolen 135, 176, 193
Gladiolenknolle 123
Gladiolus 114, 123, 192
—, Knollenfäule 192
Gleichflügler 305
Gliederblattkaktus 156
Gloeosporium 2, 7, 9, 172, 231, 232, 260
— *ampelophagum* 6
— *coffeicola* 172
— *fructigenum* 264
— *lagenarium* 165
Glomerella rufomaculans 264
Glossina morsitans 59, 305
Glyceria 202, 203
Glycine hispida 116, 132, **193**, 285
—, Welke 193
Goldlack 176.
Goldregen 96
Golfplätze 200
Golfrasen 201
Gossypium 61, 113, 160, **194**, 195, 196, 197, 198, 199, 205, 302
—, Fußkrankheit 197
—, Kapselbefall 197
—, Stockflecken in Spinnereierzeugnissen 198
—, Umfallkrankheit 196
—, Welke 194
—, Wurzelbefall
— *barbadense* 124
Gossypium herbaceum 124, 194, 195
— *hirsutum* 195
— *verum* 195
Gramina **200**, 264
—, Schneeschimmel 200, 264
—, Golfplätze 200
—, Rasenflächen 200
Gramineen 45, 57, 82, 98, 100, 202, 207
Grapefrucht 136
Graphium 142, 247
Gräser 7, 25, 26, 45, 47, 48, 53, 55, 98, **200**, 264, 288
Gras 38, 200, 201, 202, 203
Grasmilbe 47
Grauer Bast 205
Grevillea robusta 146
Gros Michel-Banane 226, 230, 231
Große Bohne 294
Grünalgen 143
Guineakorn 147
Gummifluß 168
Gummosis 168
Gurke 117, 179, 180, 181, 241, 248, 251
Gurkenfäule 180, 181
Gurkenkrankheit 179
Gurkenstengel 122
Gurken-Verticilliose 179
Gymnaspis bullata 305

Hackfrüchte 7, 25, 55, 90, 118, 130, 134, 135, 137, 222, 250, 285
Hafer 49, **150**, 151, 187, 201, 207, 241, 245, 264, 268, 285, 288, 291
Haferflocken 47, 150
— -Verfärbung 150
Hafermehl 150
Hahnenkamm 161
Hainbuche 31
Hainesia 7, 9, 27
Halmfrüchte 90, 134, 135, 137, 222, 279
Halmknotenfäule 241
Hanfschäfte 136
Hartweizen 288, 291
Haustiere 207, 208
Helianthus 187
Helminthosporium 240, 304
— *oryzae* 240
— *sativum* 288
Heracleum 48
Herzfäule 143, 230, 231, 233, 234, 249, 298
Heterodera 127, 305
— *radicicola* 146, 195

Heteropatella valtellinensis 79
Heuinfuse 21
Heuschrecken 48, 69, 78, 100
Hevea 58, 65, 131, 132, 136
— *brasiliensis* **203**
—, Mißfärbungen 204
—, Rindenfäule 203
Hibiscus 22, 38, 65, 116, 132, 188
— *cannabinus* 192, **204**
—, Grauer Bast 205
—, Welke 204
— *esculentus* 124, 188, 195, 204, **205**
—, Welke 205
— *rosae-sinensis* 116
Himbeere 232, 261
Himbeerholz 167
Himbeerrutensterben 261
Hipocrita jacobaeae 305
Holcus 45, 200, 203
— *sorghum* 147
Hollunder 93, 96, 264
Holz 91, 142, 247, 258, 315
Holzkohlepulver 150
Holzröte 143
Holzverfärbung 247, 258, 259
Holzverfärber 132, 142, 247
Homoptera 305
Hopfen 209
—, Wild- 209
Hordeum 45, 57, 98, 192, **206**, 285, 300
—, Fusariosen 208
—, Rotschimmelige Brauereigerste 206
—, Unbekömmliche Futtergerste 207
— *jubatum* 288
— *murinum* 203
— *sativum* 60
Howardia biclavis 305
Hülsenfrüchte 55, 135, 137
Huflattichblätter 69
Humaria 303
Humulus 76, 77, **209**
—, Welke 209
—, Wurzelstockfäule 209
Humus 26, 38, 77, 84, 110, 112, 113, 114, 118, 120, 134, 135, 137
Hund 207
— Pusteln im Fell vom 68, 306
Hutpilze 69, 113
Hyacinthus, Hyazinthe 114, 123, 125, **210**
—, Gelber Rotz 210
—, Wurzelfäule 210
Hyacinthus, Zwiebelfäule 210
Hyazinthenzwiebel 179
Hymenanthera dentata 169
Hymenomycetineae 304
Hymenula 2
Hyphenschwellungen 8
Hypochnus solani 304
Hypocreaceales 38, 302, 303
Hypocreaceen 22, 30
Hypomyces 2, 5, 10, 14, 16, 18, 128
— *haematococcus* 13, 129, **139**, 168, 282
— — *v. breviconus* 13, 14, 129, 133, **134**
— *haematococcus v. cancri* 13, 129, 133, **136**, 283
— *hyacinthi* 210
— *ipomoeae* 6, 11, 14, 129, 130, **132**, 213, 283
— — f. 1: 11, 129, 130, **131**
— — *v. major* 11, 129, 130, **133**
— *lactifluorum* 113, 303
— *solani* 5, 10, 14, 140, **141**
Hypoxylon 22, 303

Infektionsversuche 121, 124, 131, 175, 201, 202, 214, 218, 219, 224, 227, 230, 231, 232, 234, 237, 243, 245, 246, 251, 253, 257, 263, 269, 280, 282, 284
Infusorien 314
Insekten 76, 78, 90, 249, 305
Ioxylon pomiferum 92
Ipomoea 132, 212
— *batatas* 83, 116, 119, **211**, 212
—, Lagerfäule 213
—, Oberflächenfäule 213
—, Stengelfäule 211
—, Welke 211
— *hederacea* 212
Iris 123, 145, **214**, 215
—, Wurzelfäule 214
—, Zwiebelfäule 214
Ischnaspis longirostris 305

Japanisch 145, 173
—, „Konnyaku" 145
Juglans 91, **215**, 297
—, Fruchtfäule 215
— *regia* 215
Java-Jute 204
Johannisbeere 251
Johannisbeerstrauch 171
Johannislauch 144
Juniperus 91, 175

Käfer 44, 45, 198, 305, 314
—, Harlekin- 198
—, Chinesischer 198
Käse 74
Kaffee 131, 132, 138
Kaffeebaum 133, **172**
Kaffeekirschenkäfer 172
Kakao 131, 132
Kakaobaum 81, 100, 125, 136, 138, 140, 282
Kakaobohnen 283
Kakteen 106, 137, **156**
— -Sämlinge 118
Kanalwässer 315, 316
Kantaluppe 178
Kap-Hyazinthe 192, 210
Kapsel 194, 197
Kapselbefall 197, 198
Kapselkäfer 195
Karotten 57
Kartoffel 26, 55, 56, 57, 96, 106, 112, 115, 118, 120, 125, 126, 127, 128, 131, 138, 140, 141, 166, 173, 180, 187, 222, 232, 237, 245, 248, 250, 251, **270** bis 279, 280
Kartoffelfäule 55, 134, 276
Kartoffelknolle 27, 113, 119, 136, 167, 236
Kartoffelknollenfäule 130
Kartoffelwelke 119
Kastanie 314
Katjang-Strauch 156, 269
Kautschuk 132, 204
Kautschukbaum 136, 203
Kelchröhre 249
Kernhaus 248, 249, 250
Kernhausfäule 249
Kernobst 48, 50, 103, 167, 222
Kernobstbäume 55, 259
Kichererbse 162
Kiefer 119, 174, 175, **247**
— -Blasenrost 175
Kiefernholz 23
Kind 125
Kirsche 247, 248, **259**, 260
Klee 113, 245, **283**, 284, 285, 291
Kleekrebserreger 284
Kleesterben 285
Kleintiere 143, 237
Kleistogam 281
Klettergurken 179
Knochen 64, 81, 302, **311**
Knoblauch 144
Knollen 106, 112, 114, 135, 145, 173, 176, 193
Knollenfäule 270, 279
— (Gladiolus) 192

Knollenfäule der Kartoffel 78, 85
Knospenbefall 198
Knospenfäule 47, 179, 183, 186, 187, 203, 247, 248, 249, 250, 259, 261
Knospenschäden 90
Körner 45, 53, 147
Kohl **153**, 250, 284
—, Chinesischer 153
—, Krausblättriger 155
—, Glattblättriger 155
—, Thousand Headed 155
—, Sibirischer 155
Kohlpflanzen 90
Kohlrabi 153, 155
Kohlsorten 154, 155
—, resistente 154, 155
Kolokasie 173
Kongoerbse 156
Konnyaku 145
Kopfkohl 32, 110, 153, 154, 155, 158, 221
Korallenbaum 189
Korkholz 238
Korn 150, 151, 208, 241, 285, 287
Krebs 127, 215, 249, 283
—, Nectria- 127, 215
Kriechtiere 306
Kronenfäule 147
Kronengallen 261
Kronwicke 32
Kühe 207
Kühlkeller 126
Kürbis 55, 134, 135, 180, 181, 248, 250
kürbisartige Gewächse 90
Kürbisfäule 78, 181
Kuherbse 295
Kuhmist 113
Kunstseide 198

Laboulbenia 303
Laboulbeniomycetes 303
Laburnum 76, 77, 91, 282
— *vulgare* 96
Lacerta 112, 306
Lactaria 304
— *piperata* 113
Lärche 174
Lagenaria vulgaris 180
Lagerfäule 145, 152, 182, 213, 231, 235, 250, 277, 278
—, Pulverig-graue 173
Lagerhaferschäden 150
Lagerknolle 145
Lagerung 143, 150, 250, 252, 272, 276, 277, 279
Lagerzwiebel 145
Larix 174
— *leptolepis* 175
Larven 170
Lateritium 2, 10, 14, 15, 16, 17, **86**, 87, 96
—, Bestimmungsschlüssel 87
Lathyrus 125
— *odoratus* 137, 256
Laurus 170
Leder 302, **311**
— Flecken 311
Lecanium 305
Leguminosen 26, 90, 96, 116, 127, 224, 282, 285
Leguminosenhülsen 96
Lein 216
Leinöl 207
Leinsamen 207
Lemna 23
Lepidoptera 305
Lepidosaphes 68, 77
— *pinnaeformis* 77, 305
— *Beckii* 77, 169, 305
— *Gloveri* 305
Leptoconia (Sectio) 18
Leptosphaeria 288, 303
— *dolioli* 32
Leptosporium 4
Lichenes 38
Liebesapfel 219
Lieschgras 187, 203
Ligustrum 92, 281
Liliaceen 145
Lilie *216*
Liliifloren 98, 114, 123
Lilium 216
—, Wurzelfäule 216
—, Zwiebelfäule 216
— *speciosum* 216
Limabohne 244
Linde 314
Linum 65, 127, 191, 207, **216**, 217
—, Flachsmüdigkeit 216
—, Flachswelke 216
— *usitatissimum* 113
Lisea 99, 169
— *australis v. sacchari* 99
— *buxi* 30
— *Fujikuroi* 99
— *parlatoriae* 169
Liseola 2, 10, 14, 15, 16, **96**, 97, 99
—, Bestimmungsschlüssel 97
Lolch 202
Löwenmaul 146
Lolium 45, 203
— *perenne* 200, 202
Luft 48, 59, 61, 81, 100, 103, 145, 214, 273, 277
Luft, relative Feuchtigkeit 214, 273, 277
Lupine 121, 218, 219
Lupinus 56, 114, 116, **218**, 219
—, Fußkrankheit 219
—, Welkekrankheit 218
— *albus* 219
— *angustifolius* 219
— *arboreus* 92
— *luteus* 218, 219
— *mutabilis* 219
— *perennis* 219
Lurche 306
Luzerne 123, 127, **223**, 224, 285
Luzula 55
Lycopersicum 58, 65, 77, 114, 126, 141, **219**, 220, 221, 222, 223
— *esculentum* 102, 111, 115, 212, **219**
—, Fruchtfäule 222
—, Welke 219
Lythrum 27

Maclura 92
— *aurantiaca* 92
Macroconia 2, 6, 7, 10, 13, 17, **27**, 28, 33, 36, 169, 302
—, Bestimmungsschlüssel 28
Macrosporium 222
Mähnengerste 288
Mais 56, 99, 100, 101, 150, 180, 187, 203, 239, 240, 245, 263, 280, 285, 287, 288, **297**
Maisschäfte, kranke 53, 68
Maiszünsler 100
Makrokonidien 8
Malanga 297
mal di gomma 168
Malvacee 116, 195
Malz 206
Mälzereien 206
Malzgerste 206, 207
Mammalia 306
Mandarine 166, 167, 168, 232
Mangifera indica 146
Mangobaum 146
Manihot 131
Manilahanf 100, 120, 230, 231, 233
Mannagras 203
Marienkäfer 305
Marquillo-Weizen 291
Martiella 2, 10, 14, 16, **127**, 130, 133, 139, 160

Martiella
—, Bestimmungsschlüssel 128
Massaria 303
— *inquinans* 39
— *mori* 226
— *pupula* 32
Mauerwerk 315
Maulbeerbäume 92, 225
Medicago 77, 78, 115, 117, 127
— *sativa* 123, 127, **223**
—, Welke 223
Meierei 251
Melampsora (Caeoma) 304
Melanconiaceen 51
Melanconis 21, 303
Melia 38, 91, 132
Melilotus albus 285
Meliola 55
— *amphitricha* 94
Melocactus 156
Melonen 117, 141, 165, 180
Melonenbaum 161
Metroxylon 198
Microcera 5, **6**, 7, 9, 27, 169
— *aspidioti* 7
— *coccophila* 6, 170
— *curta* 6
— *Fujikuroi* 6, 170
— *Henningsii* 6, 7, 170
— *massariae* 5, 7
— *Merrilii* 6, 170
— *mytilaspidis* 169
— *parlatoriae* 6
— *rectispora* 6
— *Tonduzii* 7
Micron 19
Mikrokonidien 8
Milben 47, 293, 314
Milch 81, 103, 251
Milcherzeugnisse 202, 222
Mispel, Japanische 146
Mißfärbungen 204
Mist 50, 55, 78, 135
Möhre 126, 183
Mohn 67, 243
Mohrenhirse 147, 239
Mohrrübe 122
Molinia 203
— *coerulea* 187
Molkerei 126
Molkereierzeugnisse 47, 58, 74, 81, 103, 114, 118, 248 **312**
— Verschlechterung 302, **312**
Mombinpflaume 146
Moniliakrankheit 259, 260
Monocotyledonen 80
Moose 43, 55
Moraceen 92
Morus 91, 92, **225**
—, Zweigsterben 225
— *alba* 92, 225
— *nigra* 225
Mosaik 159
Mottenschildlaus 170, 305
Mucor 68, 103, 304
Mücken 314
Mühlenräder 315
Mungobohne 132
Murraya 140
— *exotica* 133
Musa 58, 61, 65, 69, 100, 113, 114, 125, **226**, 227, 228, 229, 230, 231, 232, 233
—, Fruchtspitzenfäule 231
—, Herzfäule 230
—, Lagerfaule 231
—, Panamakrankheit 226
—, Welke 226
— *acuminata* 231
— *Cavendishii* 230, 231
— *sapientum* 48, 59, 81, 102, 120, **226**, 229, 230, 231, 232
—, Gros Michel 226
— *textilis* 100, 120, 142, 230, 231, **233**
—, Herzfäule 233
Musaceen 231
Muskatmelone 178
Mutterkorn 53, 203
Mytilaspis 169
Mytilaspis pinnaeformis 305
Myko-Bakteriose 236
Myxosporium 9

Nabelendfäule 273, 275
Nadelbäume 55, 142
Nadelhölzer 23, **174**, 247
Nadelholzsämlinge 90
Narcissus 114, 123, 125, **234**
—, Zwiebelfäule 234
Narcissus pseudonarcissus 216
Narzisse 176, 210, **234**, 235
Naßfäule 143, 222, 279
Near wilt 121
Nectria 2, 6, 10, 13, 16, 17, 30, 35, 36, 169
— *aurantiicola* 28, 35
— *cancri* 283
— *cicatricum* 30
— *cinnabarina* 249, 303
— *coccidophthora* 28, 35
— *coccinea* 5
— — *v. sanguinella* 259
— *(Sphaerostilbe) coccophila* 5, 6, 7, 11, 13, 28, 29, 33, **34**, 42, 44, 94, 95, 169, 170, 302
Nectria coffeigena 172
— *cucurbitula* 22, 303
— *Desmazierii* 11, 13, 28, 29, **30**
— *diploa* 7
— *episphaeria* 5, 6, 10, 13, 18, 19, **22**, 316
— — *v. coronata* 10, 13, 19, **21**, 175, 315, 316
— *flavo-viridis* 6, 12, 13, 18, 19, **23**, 315
— *(Sphaerostilbe) fusca* 6
— *galligena* 303
— — *v. major* 259
— *gibbera* 30
— *laeticolor* 28, 35
— *leptosphaeriae* 13, 28, 29, **32**, 33
— — *v. macrospora* 33
— *mammoidea* 5
— *meliopsicola* 22, 303
— *punicea* 23
— *stilbosporae* 5, 11, 13, 28, 29, **31**
— *turraeae* 35
— -Krebs 90, 127, 215
— -Rot 36
Neesiola 14, 18, 70
Negerhirse 243
Nelke 146, 176, **183**, 203, 250
—, Knospe 250
Nelkenknospenfäule 181
Nelkenschwindsucht 183
Nelkenstengel 79
Nelkenzüchterei 124
Nematoden (Älchen) 127, 233, 305, 314
Nerium oleander **236**
—, Blütenfäule 236
—, Fruchtfäule 236
Netzmelone 178
Nicotiana 56, 114, 119
— *glauca* 120, 237
— *rustica* 120, 237
— *tabacum* 119, 120, **236**, 237
Nigella 146
Nitroseide 198
Nomadacris septemfasciata 48, 69, 78, 100, **305**
Nothofagus 42
Notoxus 305
Nüsse 215
Nutzholz 142

Obst 106, 118, 222, 244, 250, 279
Obstbaum 171, 281
Obstfäule 50, 55
Obstfäuleerreger 122
Ochroma 131, **238**, 302

Ochroma lagopus 238
—, Holzverfärbung 238
Oedipoda coerulescens 305
Öl 217
Ölpalme 188
Ölpflanze 216, 261
Okra 205
Oleacee 281
Oleander 236
Oospora 103
Ophiobolus 288
Opium-Mohn 243
Opuntia 156
— *ficus-indica* 27, 156
Orange 166
Orchydeen 133, 134
Ornithogalum 145
Orthocera 14, 104, 105, **109**
Orthoptera 305
Oryza 98, **238**, 241
— *sativa* 99, **238**, 239, 240, 241, 242
—, Bakanae-Krankheit 238, 239, 240
—, Fußkrankheit 241
Osagedorn 92
Ostrya 21
— *virginica* 25, 315
Oxydendrum arboreum 23
Oxysporum 14, 105, **117**
—, Untergruppe *Orthocera* 109
— — *Constrictum* 113
— — *Oxysporum* 117
Ozonium 205

Palme 246
Panamakrankheit 226
Panicum 98
— *maximum* 53
— *miliaceum* 239
— *spicatum* 243
Papaver 67, **243**
—, Sämlingssterben 243
Papaver somniferum 243
Papier 302, **311**
Pappel 132, 258, 314
Pappelholz 131, 258
Pappelkrebs 259
Paprika **160**
Para-Kautschukbaum 203
Parlatoria zizyphi 169, 190, 305
Paspalum 50, 55, 203
Passiflora 58
Pediculoides dianthophilus 186
Pediculopsis graminum 47, 186, 305
Peireskia 156
Peltigera 39
Penicillium 161, 246, 299
Pennisetum 58, **243**
— *spicatum* **243**
— *typhoideum* 243
Peridermium 55, 95
Persea 143, **243**
— *gratissima* 243
Pestalozzia 172
Peziza 303
Pezizineae 303
Pfeffer 125, 136
—, Chile- **160**
—, Schwarzer 136
—, Spanischer 124, **160**
Pfeifengras 187
Pferde 207
Pferdebohne 241, 254, 294
Pferdemist 77
Pfirsich 166, 170, 203, 251, **260**, 261
Pflaume 250, 251, 252, 260, 261
Pfröpflinge 156
Phacidiaceae 303
Phalaris 203
Phaseolus 61, 113, 114, 116, 137, **244**, 245, 295
—, Wurzeltrockenfäule 244
— *aconitifolius* 244
— *acutifolius v. latifolius* 245
— *angularis* 240, 244
— *lunatus* 244
— *multiflorus* 244
— *mungo* 132
— *vulgaris* 85, 138, 244
Phleum 45, 203
— *pratense* 187, 203
Phoenix 183
— *dactilifera* **246**
—, Bleichsucht (Bayoud) 246
Pholiota vetusta 304
Phoma 172
— *betae* 152
— *salicina* 226
Phomopsis 243
— *vexans* 30
Phragmidium 304
Phragmites 45, 202
Phragmosporae 10
Phycomyces 304
Phycomycetes 303
Phymatotrichum (Ozonium) omnivorum 205
Physiologische Specialisierung 245, 288
Phytolacca 76, 83
Phytophthora 168, 222, 282
— *infestans* 277
— *palmivora* 38
Picea 23, 115, 174, 175
— *Engelmanni* 175
Picea excelsa 175, 247
— *pungens* 175
— *sitchensis* 175
Pilz: Temperatur in Kultur und Boden 144, 145, 148, 152, 153, 159, 164, 166, 173, 177, 193, 195, 201, 204, 210, 211, 213, 214, 217, 221, 224, 232, 235, 236, 239, 240, 241, 244, 250, 255, 257, 265, 271, 272, 273, 274, 276, 277, 280, 287
Pilz: Filtrate 221, 240, 241
—, Physiologische Specialisierung 245, 288
—, Rassen 220, 221, 228, 239, 265, 266
—, Reaktion-P_h 144, 152, 157, 195, 221, 244, 265, 274, 287
Pilze 55, 64, 118, 137, **303**
— als Fusariumwirte **303**
Pilzfeinde 171
Pinus 21—23, 76, 77, 78, 95, 115, 119, 124, 174, **247**, 302
—, Holzverfärbungen 247
— *australis* 175
— *Banksiana* 175
— *contorta* 86, 175
— *leiophylla* 86, 175
— *monticola* 21, 22, 86, 95, 175
— *ponderosa* 175
— *resinosa* 175
— *silvestris* 174, 175, 247
Pionnotes 4, 5, **6**, 9
— *betae* 6
— *Biasolettiana* 6
— *Cesatii* 6
— *ebulliens* 6
— *flava* 6
— *rhizophila* 6, 224
— *solani tuberosi* 6
— *uda* 6
— -Stufe 8
Piper 136
Pirus 21, 22, 51, 55, 81, 91, 113, 114
— *communis* 77, 103, 113, 127, **247**, 248
—, Astdürre 247
—, Fruchtfäule 248
—, Knospenfäule 247
—, Rindenfäule 247
—, Spitzendürre 247
— *malus* 77, 78, 103, 115, 247, **248**, 249, 250, 251, 252, 259
—, Astdürre 248

Pirus malus
—, Kernhaufäules 249
—, Knospenfäule 248
—, Lagerfäule 250
—, Rindenfäule 248
—, Spitzendürre 248
Pisum 61, 65, 127, 137, 189, 193, 252
— *elatius* 256
— *jomardi* 256
— *sativum* 57, 121, 245, **252**, 253, 254, 255, 256, 257, 258
—, Fußkrankheit 257
—, Stengelfäule 255
—, St. Johanniskrankheit 252
—, St. Johannis-Welke 252
—, Welke 253
—, Wurzelfäule 255
— — *v. arvense* 245, 256
— — *v. saccharatum* 256
— — *v. umbellatum* 256
Planchonia acaciae 169, 305
Platane 96
Platanus 76, 96
Poa 45, 203
— *annua* 200, 201, 288
— *pratensis* 187, 200, 201, 203, 288
— *triflora* 203
Podonectria 6
— *echinata* 6
Pokkah-boeng-Krankheit 239, 262, 298
Polygala 113
Populus 43, 91, 114, **258**, 302
— *canadensis* 132, **258**, 259
—, Holzverfärbung 258
Porococcus 305
Porree 144
Prunella vulgaris 245
Prunus armeniaca 259
—, Fruchtfäule 259
— *cerasus* 39, **259**, 260
—, Fruchtfäule 260
—, Knospenfäule **259**
— *mahaleb* 259
— *persica* 203, 251, 259, **260**, 261
—, Fruchtfäule 260
—, Knospenfäule 261
Psalliota 135, 137
— *campestris* 78, 118, **304**
Pseudomicrocera 2, 5, 6, **7**, 10, 14, 16, **40**, 169, 170, 302
—, Bestimmungsschlüssel 40
— *Henningsii* 7, 169, 170
Pseudomonas hyacinthi 210
Pseudotsuga 115, 127, 174, 175
Pseudovalsa 21, 303
— *macrosperma* 31
Puccinia poarum 69, 304
Pulverig-graue Lagerfäule 173
Pulverige Trockenfäule 276, 278
pumpkin 181
putting green 200
Pyrausta nubilalis 100, 305
Pyrenomycetineae 22, 33, 303
Pyrethrum 162
—, Aschenblumenblättriges 162
Pythium 174, 237

Quaker oats 150
Quaternaria 22, 303
Quecke 187, 202, 203, 288
Quercus 21, 22
— *Garyana* 23
Quitte 93, 103, 250, 251, 260

***R**amularia* 2, 6, 9
— *sparganii* 6
— *taraxaci* 6
Raps 291
Rasen 200
Rasenflächen 200, 201, 264
Rasenplätze 45
Rassen 220, 221, 228, 239, 265, 266
Reaktion-Ph siehe Pilz
Rebstöcke 25
Reis **238**, 239, 240, 241
Reispflanze 99
Reptilia 306
Resistente-Sorten
—, *Apium* 148
—, *Arachis* 148
—, *Brassica* 154, 155
—, *Callistephus* 159
—, *Citrullus* 164
—, *Dianthus* 187
—, *Glycine* 193
—, *Gossypium* 195, 196
—, *Gramina* 202
—, *Humulus* 209
—, *Ipomoea* 213, 214
—, *Linum* 217
—, *Lycopersicum* 221, 222
—, *Musa* 230
—, *Narcissus* 235
—, *Nicotiana* 237
—, *Oryza* 241
—, *Phaseolus* 245
—, *Pirus malus* 248, 249, 250, 251
Resistente Sorten
—, *Pisum* 253, 255, 256
—, *Secale* 267
—, *Solanum* 274, 275, 277
—, *Trifolium* 285
—, *Triticum* 291
—, *Vanilla* 293
—, *Vigna* 295
Resistenz 154, 155, 255
Rettungsringe 238
Rhizoctonia 161, 174, 196, 222, 237, 257
— *solani* 304
Rhizoglyphus 293
Rhizome 90, 114, 227, 229, 230, 231, 234
Rhynchota 305
Ribes 91, 92
— *nigrum* 251
— *rubrum* 171
Ricinus 261
—, Stengelfäule 261
— *communis* 261
Riesenkürbis 180, 181
Rietgras 202
Rindenfäule 90, 136, 140, 168, 172, 197, 203, 225, 247, 248, 249, 282, 283
Rindenrisse 39, 42
Ringbräune 270
Rispen 241, 243
—, Rispenfusariose 243
Rispengras 288
Rispenhirse 239
Rittersporn 146
Rizinus 261
Robinia 22, 39, 78, 91, 282
— *pseudacacia* 32, 74, 77, 96
Robinie 32, 74, 96
Roggen 45, 201, 207, **264**, 265, 266—268, 285, 288
Rohgummi 204
Rosa 91
Rosenkohl 153, 155
Roseum 2, 10, 14, 17, 46, **49**, 50, 52, 53, 56, 57, 96
—, Bestimmungsschlüssel 50
Rostpilze 55, 69
Rotklee 224, 283, 285
Rotpustelkrankheit 249
Rotpustelpilz 247
Rübe 26, 27, 55, 67, 110, 125, 126, 127, 141, 151, 152, 250
Rübensämling 167, 232
Rüster 32, 67
Rubus 55, 77, 261
— *idaeus* 81, **261**, 262

Rubus idaeus
—, Himbeerrutensterben 261
Rumex 245

Saat 193, 205, 243, 266, 267, 280, 285
Saatbeete 172, 219
Saatgut 152, 272
Saatwicke 224
Saccharum 100, 262, 263, 298, 302
— *officinarum* 98, **262**, 263
—, Pokkah-boeng 262
Sämlinge 101, 148, 174, 175
Sämlingfäule 151, 152
Sämlingskrankheit 110, 151, 172, 196, 220, 241, 243
Sämlingssterben 115, 146, 172, 216, 241, 243
Satinholz-Baum 133
Säugetiere 306
Säulenrostpilz 95
Safran 176, 177
Sago 198
Salix 6, 21, 22, 50, 55, 91
Samen 154, 156, 158, 160, 193, 194, 197, 198, 205, 216, 217, 219, 220, 221, 241, 243, 256, 287, 288
Samenfäule 256
Samenhülle 254
Samenkapsel 243
Samenverschleppung 244
Sambucus 76, 77, 78, 91, 93, 96, **264**
—, Fruchtfäule 264
— *nigra* 264
Sand-Helmgras 202
Sanseviera guinensis 102
Saponaria officinalis 185
Sarcopodium 51
— *avenaceum* 51
Sarothamnus 96, 282
— *scoparius* 32, 84, 96
Saubinetii 14, 18, 70
Sauerkirsche 247, 248, 259, 260
Sawada 99
Scabiosa succisa 101, 280
Schachtelhalm 188
Schadkorn 207
—, „mi-chun" 207
Schafe 207
Schalotten 144
Schildläuse, 5, 7, 35, 44, 76, 90, 94, 95, 169, 170, 171, 302, **305**
Schildlausplage 35, 42, 169, 171
Schilfrohr 202
Schistocerca gregaria 305
— *paranensis* 305
Schlamm 50, 55
Schlauchform 10, 13, 14, 15, 16, 17, 18, 19, 35, 128, 140, 169, 170, 215, 249, 266, 286, 288, 315
Schlauchfrucht-Stromata 31, 288
Schlauchpilz 226
Schleimflüsse 20, 21, 22, 25, 302, 312, **314**, 315
Schleusen 20, 315
Schlichten von Garn 198
Schmarotzer 35, 38, 39, 170, 171
Schmetterlinge 305
Schnabelkerfe 305
Schneeschimmel 45, 200, 201, 202, 203, **264**, 265 bis 267, 289
Schnittlauch 144
Schnurbaum 96
Schrumpfkornpilz 207
Schwarzfäule 275
Schwarzkümmel 146
Schwefelkalk 171
Schwefelsäure 150
Schweine 207, 208
Scirpus 202, 203
Scleroderma 55, 64, 69, 77, 137
— *vulgare* 77, 304
Sclerospora graminicola 243
Sclerotinia 168, 237
— *trifoliorum* 284
Sclerotium centrifugum 304
— *clavus* 303
— *Rolfsii* 150
Secale 45, 53, 55, 77, 81, 98, 113, 151, 203, 208, **264**, 265—269, 285, 289
—, Fußkrankheit 268
—, Schneeschimmel 264
Seegras 102
Seideneiche, australische 146
Selenaspidus articulatus 305
Selenospora 7
Selenosporium 4, 5
— *herbarum* 51
Sellerie 112
—, Bleich- 147
Septobasidium pedicellatum 304
Septogloeum 6, 9
— *oxysporum* 6
— *veratri* 6
Sesam 269
Sesamum 98, **269**
—, Welke 269
— *indicum* 146, 269
Sesamum orientale 269
Setaria 98
— *glauca* 288
— *italica* 239
Shanapum 177
Sichelsporengrößen 2
Silberährigkeit 203
Skabiose 280
—, Garten- 280
Sklerotiale Plektenchyme 8
Sklerotium 8
Soja 132
Soja max 245
Sojabohne **193**, 221, 240, 245, 285
Solanaceen 26, 57, 98
Solanum 27, 55, 56, 61, 76, 77, 78, 127, 141, 270
— *dulcamara* 77
— *melongena* 132, 212
— *tuberosum* 61, 77, 78, 96, 112, 113, 114, 118, 119, 125, 212, **270**, 271—279
— —, Freiland-Schwarzfäule 275
— —, gallertige Nabelendfäule 275
— —, Knollenfäule 270
— —, Lagerfäule 277
— —, Nabelendfäule 273
— —, pulverige Trockenfäule 276
— —, Ringbräune 270
— —, Welke 270
— —, Wurzelfäule 273
Sommeraster 120, 125, **157**, 158, 180, 186
Sommerasterwelke 111, 158, 159
Sommergetreide 268
Sommerweizensorten 291
Sonnenblume 187, 248, 250
Sophora 91, 282
— *japonica* 96
Sorbus aucuparia 32
Sorghum 50, 147, 263, 280
— *vulgare* 147
Sorten
Siehe Resistente Sorten
Spaltalgen 143
Spaltpilze 141, 145, 150, 236
Spanischer Pfeffer 125, **160**
Spargel 149
Spargelkohl 153, 155
Spartina 203
Speisemöhren 183
Speisezwiebel 126
Spelt 288
Specialisierung 105, 106
Sphaeriaceales 20, 21, 22, 38, 302, 303, 315

Sphaerostilbe 27, 169
— *aurantiicola* 35
— *coccophila* 28, 35
— (*Nectria*) *coccidophthora* 35
— *flammea* 5, 28, 35
Spicaria colorans 283
Spicarioides 2, 10, 13, 15, **36**
Spinacia oleracea 127, **280**
—, Welke 280
Spinat 127, **280**
—, Neuseeländischer 280
Spinnentiere 305
Spinnereierzeugnisse 198
Spitzendürre 168, 172, 186, 215, 225, 230, 247, 248, 260, 281
Splintholz 142
Spondias lutea 146
Sporangiolen 56
Sporengrößen 19
Sporenkeime 228, 229, 230
—, Zahl 228, 229, 230
Sporenverschleppung 143
Sporobolus indicus 38
Sporodochium 8
Sporotrichiella 2, 10, 14, 15, **45**, 46, 55, 57
—, Bestimmungsschlüssel 46
Sporotrichum anthophilum 186
— *poae* 186
Sportplatz 200
Sportwiesen 45
Springbrunnenbecken 315
squash 181
Stärkemittel 198
Stallmist 244
Staub 114
Stechginster 96
Steganosporium piriforme 32
Steinklee 285
Steinobstbäume 55
Stengel 26, 38, 56, 59, 110, 112, 114
Stengelfäule 137, 186, 211, 212, 255, 257, 261
Stengelgrundfäule 179
Stenocalyx 22
Stephanoderes 172
Stiefmütterchen 296
Stielendfäule 166, 244
Stilboides Sporodochium 8
St. Johanniskrankheit 121, **252**
St. Johannis-Welke 252, 253
St. Johns wilt 121
Stockflecken 198
— (Bücher) 311
Streifenbrandpilz 288
Stroma erumpens 8
Strunkkohl 153
Stuhl eines Kindes 125
Submicrocera 2, 7, 10, 14, 16, **38**, 40, 302
Succisa pratensis 101, **280**
— —, Blütenbefall 280
Sudangras 147
Südfrüchte 55, 90, 118, 135, 137, 167, 171
Süßgras 202
Süßkartoffel 211, 212
Sunn 177
Surface rot 213
Symbiose 236
Symphytum 76
Syringa vulgaris 281
Syringe 281

Tabak 56, 119, 120, 236, 237
Tagove 297
Tanne 174
Tapioca 198
Taubenerbse 136
Taxus 174, 175
Taxus baccata 248
Tectocoris lineola 198
Tectona 65
Tee 132, 282
Teestrauch 282
Teiche 202
Temperatur in Kultur und Boden siehe Pilz
Tephritis solstitialis 305
Tetacrium rectisporum 6
Tetragonia expansa 280
Teufelsabbiss 101, **280**
Texas-Blauglöckchen 189
Textilpflanze 205
Thallus 38
Thea 132, **282**
Thea chinensis 282
— —, Wurzelfäule 282
Theobroma 21, 61, 65, 125, 131, 132, 136, 140, **282**
Theobroma cacao 38, 59, 81, 100, **282**
— —, Rindenfäule 282
Thielavia 237
Thrips tabaci 190
Thysanoptera (*Physopoda*) 305
Tiere 100, 112, 207, 244
Tierische Lebewesen 305
Tierversuch 207
Tilia 169
Tomate 102, 111, 115, 126, 141, 186, **219**, 220, 221, 222, 248, 250, 251, 252, 284
Torfmoor 78
Tracheomykose 160, 193, 237
Treibgurken 179, 180
— -Fruchtflecken 180
Treibhaus 124
Treibnelken 47, 124
—, Knospenfäule 47
Treibspargel 149
Tremellineae 304
Trespen 288
Trichothecioides 14, 70
Trichothecium roseum 249
Triebfäule 176
Trifolium 78, 113, 115, 117, 127, 224, **283**
—, Welke 283
—, Wurzelfäule 284
hybridum 245, 285
— *pratense* 212, 245, **283**, 285
— — *v. perenne* 285
Trinkwässer 22
Trinkwasserleitungen 20, 25
Triticum 45, 49, 55, 65, 77, 81, 98, 100, 113, 114, 151, 203, 208, 268, **285**, 286 bis 288, 297, 300
—, Fußkrankheit 288
—, Weizenschorf 285
—, Wurzelstockfäule 288
— *durum* 291
— *sativum durum* 288
— — *spelta* 288
— — *vulgare* 288
— *vulgare* 45
Tritonia 145
Trockenfäule 145, 176, 183, 276, 278
Trockenfarm-Landwirtschaft 275
Tsetsefliege 59, 305
Tubercularia 247
— *versicolor* 30
— *vulgaris* 249
Tuburcinia tritici 288
Tulipa 123, 126, **293**
—, Blattflecken 293
Tulpe 126, **293**
Turbinenschaufeln 315
Turdus 306, 311
Turnips 153
Turraea Volkensii 35
Tussilago farfara 69
Tylenchus 127, 305
— *dipsaci* 234

Ulex 282
Ulex europaeus 96
Ulmus, Ulme 21, 39, 43, 67, 77, 91, 250, 314
Ulmenrinde 132

Ulmus campestris 32
Umbelliferen 48
Umbelliferenstengel 83
Umfallkrankheit 115, 146, 161, 163, 174, 196, 205, 269
Unkräuter 55, 64, 90, 245
Uredinales 303
Uredo microglossae 304
Urophora solstitialis 305
Urtica dioica 32
Urwald 133
Ustilago 81, 303
— *grandis* 45
— *zeae* 301
Ustulina 22, 303

Valencia-Apfelsine 166
Valsa 22
— *sorbi* 32
Valsaceae 303
Valsaria 32
Vanilla 293
— *plantifolia* 293
Vanille 132, 293
Vanillon 293
Vaucheria 143
Ventricosum 2, 5, 10, 14, 18, **140**
Verbreitung 106
Verticilliose 159, 162, 179, 205
Verticillium 30, 172
— *albo-atrum* 160, 162
— *roseum* 5
Viburnum 91
Vicia 245
— *faba* 55, 112, 255, **294**
— —, Welke 294
— —, Fußkrankheit 294
— *gigantea* 112, 254
— *sativa* 224
— *villosa* 224
Vietsbohne 137, 138, 244, 295
Vigna 114, 116, 138, 193
Vignabohne 116, 181, 221, 245, 295
Vigna sinensis 116, 245, **295**
— —, Welke 295
Viola tricolor 296
— —, Fußkrankheit 296
Vitis 22, 50, **296**, 297
— *vinifera* 296
— —, Steckholzbefall 296
— —, Weinbeerenfäule 296
Virus-Krankheit 159
Vögel 143, 306
Volutella 30
— *ciliata* 5

Waldhumus 115
Waldrebe 32
Walnuß 215, 297
Wanderheuschrecken 305
Wasser 206, **315**
—, Verunreinigungen 315
Wasserleitung 315, 316
Wassermelone 117, **163**, 164, 165, 178, 181, 241, 297
Wassermelonenwelke 181
Wassermühlen 20
Wasserpflanzenkulturen 23
Wasserstoffionenkonzentration 144, 152, 157, 195, 221, 244, 265, 274, 287
Wasserverunreinigungen 302, **315**
Wege 202
Wehre 316
Weichfäule 156, 236, 244
Weidensaftflüsse 6
Weideplätze 202
Weinbeerenfäule 296
Weinrebe 296, 297
Weißährigkeit 47, 187
Weizen 100, 150, 187, 201, 207, 240, 241, 245, 264, 265, 268, **285**, 286—288, 291, 297
— -Fußkrankheit 289
— -schädiger 45
— -schorf 285, 287, 288, 289
Welke 110, 119, 127, 147, 151, 152, 156, 157, 162, 163, 164, 177, 179, 181, 183, 192, 193, 194, 196, 204, 205, 209, 211, 212, 216, 219, 220, 221, 222, 223, 224, 226, 227, 228, 229, 230, 236, 237, 244, 252, 253, 254, 255, 269, 270, 280, 283, 284
Welkeerreger 112, 113, 115, 116, 117, 121, 125, 146, 158, 164, 194, 198, 213, 220, 224, 284, 285
Welkekrankheit 106, 116, 120, 123, 124, 125, 147, 149, 153, 156, 160, 163, 164, 181, 193, 270—273, 284
Welsh-Zwiebeln 144
White Fly 170
Wicke 224, 245, 254, 256
Wiesen 202
— -schädigungen 202
— -Rispengras 203
— -unkraut 101
Wicken 125
Wildgräser 200
Wilt 147
Windbruch 143
Windhalm 187
Winterastern 162, 186, 297
Winterlager 134, 276, 277
Winterweizensorten 291
Wirtelpilzwelke 159, 160, 179, 205
Wistaria 91
Wojnowicia 288
Wolle 197
Wüstenboden 275
Wundparasit 276
Wurzel 26, 30, 59, 106, 110, 114, 210, 211, 214, 215, 216
— (*Daucus*) 183, 297
Wurzelälchen 195
Wurzelälchenbefall 146
Wurzelfäule 137, 138, 143, 144, 147, 149, 165, 174, 179, 183, 197, 210, 214, 241, 255, 257, 273, 282, 283, 284
Wurzelfäuleerreger 205
Wurzelhalsfäule 163, 237
Wurzelkäfer 233
Wurzelschädiger 224
Wurzelstockfäule 209, 288
Wurzeltöter 196
Wurzeltrockenfäule 244

***X**anthosoma sagittifolium* 173, 297
— —. pulveriggraue Lagerfäule 297
Xylaria 22, 303

Yellows 147, 159
Yucca 91

Zapfen 203
Zea 50, 53, 55, 56, 57, 61, 68, 77, 81, 98, 99, 100, 203, 285, **297**
Zea mays 68, 77, 81, 101, **297**
— —, Warmland- Wurzel- und Kolbenfäule 298
— —, Kühlland- Wurzel- und Kolbenfäule 299
— —, Resistenz gegen Wurzelfäule 301
Zeder 174, 302
Zellulosefabriken 315, 316
Zierpflanzen 26, 55, 64, 90, 130, 135, 137, 146, 176, 202, 236, 248
Zierspargel 149
Zikade 305
Zinkbecken 315
Zinkrohre 315
Zinnia 114

Zitrone 26, **166**, 167, 168, 232, 260, 302
Zostera marina 102
Zottelwicke 224
Zuckermelone 302
Zuckerrohr 98, 100, 239, **262**, 298, 302
Zuckerrohrpilz 99
Zuckerrübe **151**, 152
Zweiflügler 305
Zweigdürre 92
Zweigsterben 225
Zwergbanane 230
Zwergwüchsigkeit 163, 273
Zwiebel 106, 113, 114, 118, 119, 120, 125, 126, 134, 135, **143**, 144, 145, 177, 215, 216, 235, 263, 302
Zwiebelfäule 78, 121, 143, 144, 145, 192, 210, 214, 234, 235
Zwiebelgewächse 55, 125, 130, 137
Zwiebelknolle 176
Zwiebelplatte 234
Zyklamen 122, **181**, 302

Handbuch der Pflanzenkrankheiten.

Begründet von Paul Sorauer. Unter Mitarbeit zahlreicher Forscher herausgegeben von Geh. Reg.-Rat Prof. Dr. O. Appel in Berlin und Prof. Dr. L. Reh in Hamburg.

Sechs einzeln käufliche Bände:

I. **Die nichtparasitären und Virus-Krankheiten.** 6., neubearbeitete Auflage. Herausgegeben von Prof. Dr. O. Appel. 2 Teile. Gebunden Rm. 90,—
1. Teil. Mit 123 Textabbildungen. Gebunden Rm. 46,—
2. Teil. Mit 147 Textabbildungen. Gebunden Rm. 44,—

II. **Die pflanzlichen Parasiten.** 1. Teil. 5., neubearbeitete Auflage. Herausgegeben von Prof. Dr. O. Appel. Mit 195 Textabbildungen. Gebunden Rm. 48,60

III. **Die pflanzlichen Parasiten.** 2. Teil. 5., neubearbeitete Auflage. Herausgegeben von Prof. Dr. O. Appel. Mit 195 Textabb. Gebunden Rm. 66,—

IV. **Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen.** 1. Teil. 4., neubearbeitete Auflage. Herausgegeben von Prof. Dr. L. Reh. Mit 218 Textabbildungen. Geb. Rm. 25,20

V. **Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen.** 2. Teil. 4., neubearbeitete Auflage, herausgegeben von Prof. Dr. L. Reh. Mit 468 Textabb. Gebunden Rm. 84,—

VI. **Pflanzenschutz.** Herausgegeben von Prof. Dr. O. Appel. In Vorbereitung.

Sorauers großes Handbuch der Pflanzenkrankheiten ist das grundlegende wissenschaftliche Werk der gesamten Weltliteratur.

Die Praxis der Bekämpfung von Krankheiten und Schädlingen der Zierpflanzen.

Von Dr. Heinrich Pape, Regierungsrat an der Biologischen Reichsanstalt Zweigstelle Kiel. Mit 8 farbigen Tafeln und 271 Textabbildungen. Gebunden Rm. 18,—

Das Standardbuch der gärtnerischen Schädlingsbekämpfung.

Lehrbuch der pilzparasitären Pflanzenkrankheiten

mit besonderer Berücksichtigung der Krankheiten gärtnerischer Kulturgewächse. Von Prof. Dr. G. Höstermann und Dr. Martin Noack. Mit 104 Textabbildungen. Gebunden Rm. 6,30

Das Lehrbuch behandelt nach einem Überblick über die allgemeinen Begriffe, dem System der Bakterien und Pilze folgend, die durch Parasiten hervorgerufenen Krankheiten. Den Abschluß bildet ein Schlüssel zur Bestimmung der wichtigsten Krankheiten nach leicht erkennbaren Merkmalen.

Praktikum der pilzparasitären Pflanzenkrankheiten.

Einführung in das Studium der parasitischen Pilze. Von Dr. Martin Noack in Berlin-Dahlem. Mit 18 Textabbildungen. Gebunden Rm. 7,—

Ein kurzgefaßtes Lehrbuch der parasitären Pilze mit Übersichten und Bestimmungstabellen. Ein oder einige Beispiele einer Gruppe werden jeweils ausführlicher behandelt und mikroskopisch geschildert. Hierbei werden die Präparation der Objekte und die Behandlung der Präparate angegeben.

Phytopathologische Zeitschrift.

In Gemeinschaft mit führenden Phytopathologen herausg. von Prof. Dr. E. Schaffnit, Bonn, und Prof. Dr. G. Gassner, Ankara. Jährlich erscheinen etwa 6 Hefte, die einen Band bilden. Abonnementspreis eines Bandes Rm. 40,— (Einzelhefte Rm. 8,—).

Die „Phytopathologische Zeitschrift" ist das internationale wissenschaftliche Sammelorgan für alle auf phytopathologischem Gebiet wichtigen Arbeiten. Die Veröffentlichungen erscheinen in deutschem, englischem, französischem und italienischem Originaltext.

VERLAG PAUL PAREY, BERLIN SW 11. HEDEMANNSTR. 28/29

Feb. 24, 1936.

323523 Bot

Author Wollenweber, Hans Wilhelm and Reinking, O.A. Thalloph W

Title Die Fusarien.

University of Toronto
Library

DO NOT
REMOVE
THE
CARD
FROM
THIS
POCKET

Acme Library Card Pocket
LOWE-MARTIN CO. LIMITED